José Manuel Zúñiga Rodríguez | Carlos Fernando Arechiga Flores
Fabiola Lydie Rochin Berumen | Romana Melba Rincón Delgado
Heriberto Rodriguez Frausto | Zimri Cortes Vidauri | Ignacio Mejía Haro

RELACIÓN ENTRE LOS FACTORES QUE PARTICIPAN EN EL PROCESO REPRODUCTIVO DE LA CERDA

Ano 2024

José Manuel Zúñiga Rodríguez | Carlos Fernando Arechiga Flores
Fabiola Lydie Rochin Berumen | Romana Melba Rincón Delgado
Heriberto Rodriguez Frausto | Zimri Cortes Vidauri | Ignacio Mejía Haro

RELACIÓN ENTRE LOS FACTORES QUE PARTICIPAN EN EL PROCESO REPRODUCTIVO DE LA CERDA

Ano 2024

DECLARAÇÃO DOS AUTORES

Os autores desta obra: 1. Atestam não possuir qualquer interesse comercial que constitua um conflito de interesses em relação ao conteúdo publicado; 2. Declaram que participaram ativamente da construção dos respectivos manuscritos, preferencialmente na: a) Concepção do estudo, e/ou aquisição de dados, e/ou análise e interpretação de dados; b) Elaboração do artigo ou revisão com vistas a tornar o material intelectualmente relevante; c) Aprovação final do manuscrito para submissão.; 3. Certificam que o texto publicado está completamente isento de dados e/ou resultados fraudulentos; 4. Confirmam a citação e a referência correta de todos os dados e de interpretações de dados de outras pesquisas; 5. Reconhecem terem informado todas as fontes de financiamento recebidas para a consecução da pesquisa; 6. Autorizam a edição da obra, que incluem os registros de ficha catalográfica, ISBN, DOI e demais indexadores, projeto visual e criação de capa, diagramação de miolo, assim como lançamento e divulgação da mesma conforme critérios da Atena Editora.

CIÊNCIAS AGRÁRIAS

DECLARAÇÃO DA EDITORA

El presente trabajo realizado por el Maestro José Manuel Zúñiga Rodríguez, médico veterinario zootecnista certificado, tiene como propósito determinar la relación de los factores que participan en el proceso reproductivo de la cerda. El estudio se realizó en un rastro ó matadero para abasto, y en él se consideró evaluar la longitud de los cuernos uterinos, presencia de estructuras ováricas, y número de productos en cada cuerno uterino. Longitud y peso de los productos, peso de las membranas fetales (placentas), y sitio de implantación de los productos (crías).

El análisis extrajo 3 componentes principales que explicaron el 87.3% de la varianza total. El primer componente principal identificó el peso, longitud dorsal y perímetro torácico de los productos, y el peso de la placenta como variables de mayor valor. El segundo componente a los pesos vivo y en canal de la cerda. En el tercer componente la distancia total (producto a unión útero-tubárica) y relativa fue lo más importante.

El análisis de componentes principales con las variables de las cerdas consideró 5 componentes:

El primero señalo las características de los productos (peso, longitud y perímetro torácico) como las variables de mayor peso. El segundo a la población de productos en el cuerno derecho, número de cuerpos lúteos en ovario derecho y tamaño de la camada. El tercero a las características relacionadas con la nutrición de la cerda (peso vivo, en canal y espesor de la grasa dorsal). El cuarto a la población de productos en el cuerno izquierdo, número de cuerpos lúteos en ovario izquierdo y tamaño de la camada. El quinto a la cantidad de folículos en los ovarios.

El estudio incluyó 2 dendogramas:

1. El dendograma con las variables de los productos.- Este se dividió en dos ramas. En la primera se identificó al peso de la placenta y medidas zoométricas del producto (perímetro, peso y longitud). En la segunda se asociaron las variables de las cerdas (pesos vivo y en canal) y las distancias de la implantación de los productos con relación a la unión útero-tubárica.

2. El dendograma con las variables de la cerda.- Este se dividió en dos ramas. La primera a su vez se volvió a dividir en dos, y la primera de éstas incluyó a las medidas zoo-métricas de los productos. La segunda se subdividió en otras dos, la primera de éstas incluyó las longitudes de los cuernos uterinos, la segunda a la cantidad de folículos en los ovarios. La segunda rama de la primera subdivisión se fragmentó en otras dos ramas. La primera de éstas relacionó al espesor de la grasa dorsal con el peso vivo y en canal de la cerda. La segunda rama se volvió a subdividir en otras dos, la primera identificó la población de productos en el cuerno derecho con cuerpos lúteos

en ovario derecho. La segunda asoció los cuerpos lúteos en ovario izquierdo con la relación de la población fetal en el cuerno izquierdo y el tamaño de la camada.

Sin embargo, hay que considerar que el presente estudio presentó una enorme variación debido a las diferencias en la etapa de la gestación al momento del sacrificio de las cerdas. Sin embargo, es importante resaltar la información obtenida en los componentes principales y en los dendogramas, para ir conociendo de mejor manera los factores que participan en el proceso reproductivo de las cerdas de la zona centro-norte de México (Zacatecas, Zac.).

El presente trabajo es producto de la colaboración entre la Universidad Autónoma de Zacatecas y el Tecnológico Nacional de México (Instituto Tecnológico El Llano, Aguascalientes, México), con la participación de los Cuerpos Académicos de Biotecnología y Reproducción Animal [CABRA-UAZ-127], Producción y Nutrición Animal y de Competencias en las Ciencias Veterinarias.

RESUMEN

Se estudió la afinidad de los factores que participan en la reproducción de la cerda. Se recuperaron los úteros de 100 cerdas Landrace – York Shire, de 1 a 3 años de edad, inmediatamente después del sacrificio, para determinar la longitud de sus cuernos uterinos, número de folículos y cuerpos lúteos en sus ovarios, y cantidad de productos en cada cuerno uterino. Además, la longitud del occipucio a la base de la cola y peso de los productos. Así como peso de las placentas y lugar de implantación de los productos con relación a la unión útero-tubárica. La muestra resultó muy dispersa debido a la variación en el avance de la gestación al momento del sacrificio. En las variables de las cerdas, su peso fue la variable más homogénea y los órganos reproductivos la más dispersa. A las variables de los productos, para realizar el análisis factorial, se agregaron los pesos vivos y en canal de la cerda. Este análisis extrajo 3 componentes principales que explicaron el 87.3% de la varianza total. El primer componente principal identificó el peso, longitud dorsal y perímetro torácico de los productos, y el peso de la placenta como variables de mayor valor. El segundo componente a los pesos vivo y en canal de la cerda. Las distancias totales (producto a unión útero-tubárica) y relativa presentaron mayor peso en el tercer componente principal. El dendograma con las variables de los productos se dividió en dos ramas. En la primera se identificó al peso de la placenta y medidas zoométricas del producto (perímetro, peso y longitud). En la segunda se asociaron las variables de las cerdas (peso vivo y en canal) y las distancias de la implantación de los productos con relación a la unión útero-tubárica. El análisis de componentes principales con las variables de las cerdas consideró 5 componentes. El primero señalo las características de los productos (peso, longitud y perímetro torácico) como las variables de mayor peso. El segundo a la población de productos en el cuerno derecho, número de cuerpos lúteos en ovario derecho y tamaño de la camada. El tercero a las características relacionadas con la nutrición de la cerda (peso vivo, en canal y espesor de la grasa dorsal). El cuarto a la población de productos en el cuerno izquierdo, número de cuerpos lúteos en ovario izquierdo y tamaño de la camada. El quinto a la cantidad de folículos en los ovarios. El dendograma con las variables de la cerda se dividió en dos ramas. La primera a su vez se volvió a dividir en dos, y la primera de éstas incluyó a las medidas zoométricas de los productos. La segunda se subdividió en otras dos, la primera de éstas incluyó las longitudes de los cuernos uterinos, la segunda a la cantidad de folículos en los ovarios. La segunda rama de la primera subdivisión se fragmentó en otras dos ramas. La primera de éstas relacionó al espesor de la grasa dorsal con el peso vivo y en canal de la cerda. La segunda rama se volvió a subdividir en otras dos, la primera identificó la población de productos en el cuerno derecho con cuerpos lúteos en ovario derecho. La segunda asoció los cuerpos lúteos en ovario izquierdo con la relación de la población fetal en el cuerno izquierdo y el tamaño de la camada.

PALABRAS-CLAVE: Cerda, Gestación, Placentación, Embrión, Feto.

ABSTRACT

We studied the affinity of the factors involved in the reproduction of the sow. The uteri were recovered from 100 Landrace sows - York Shire, 1 to 3 years of age, immediately after slaughter to determine the length of uterine horns, number of follicles and corpora lutea in their ovaries, and number of products in each uterine horn. Furthermore, the length of the occiput to the base of the tail and weight of the products. And placental weight and place of introduction of the products in relation to the utero-tubal junction. The sample was very scattered due to variation in advancing gestation at slaughter. In variables related to sows, the variable weight was the most homogeneous and the variable reproductive organs were the most dispersed. In variables related to litter, in order to perform a factorial analyses, live weight and carcass weigth of the sow were included. Such analysis extracted three principal components that accounted for 87.3% of the total variance. The first principal component was: weight, dorsal length and thoracic girth or circumference of the piglets, as well as placental weight as important variables. The second component identified live-weight and carcass weight of the sow. The third principal component were total and relative distances (from piglet location to utero-tubal junction). The dendrogram with the variables of the piglets were divided into two branches. The first one, identified placental weight and zoometric measures of piglets (thoracic girth, weight and length). In the second branch, sow variables were associated (live weight and carcass weight) and the distances of embryonic or piglet implantation in relation to the utero-tubal junction. The main components analysis considered 5 components. The first component identified the characteristics of the piglets (weight, length and girth) and most important variables. The second component, total number of piglets in the right uterine horn, number of corpora lutea in the right ovary and litter size. The third component was related to sow nutrition (live weight and carcass backfat thickness). The fourth component, considered total number of piglets in the left uterine horn, number of corpora lutea in the left ovary and litter size. The fifth component, include the number of follicles in the ovaries. The dendrogram of sow variables split into two branches. The first variable was also divided in two branches. The first branch considered zoometric measurements of the piglets. The second was divided into two, the first of these included the length of the uterine horns, the second included the number of follicles in the ovaries. The second branch of the first subdivision was broken into two branches. The first of these related to the thickness of back fat and live weight of the sow carcass. The second branch is again divided into two, the first identified the total number of piglets in the right horn with corpora lutea in the right ovary. The second associated corpora lutea in left ovary with total number of piglets in the left uterine horn and litter size.
KEYWORDS: sow, gestation, placentation, embryo, fetus.

SUMÁRIO

INTRODUCCIÓN **1**

OBJETIVO 2

HIPÓTESIS 2

1. REVISIÓN DE LITERATURA **3**

1.1 CICLO ESTRAL 3

1.1.1 Crecimiento folicular y producción de estradiol 3

1.1.2 Ovulación 6

1.1.3 Desarrollo de los cuerpos lúteos y producción de progesterona 6

1.1.4 Destrucción del cuerpo lúteo 7

1.2 GESTACIÓN 7

1.2.1 Supervivencia embrionaria 8

1.2.2 Supervivencia fetal 11

2. MATERIAL Y MÉTODOS **14**

3. RESULTADOS **15**

4. DISCUSIÓN **21**

5. CONCLUSIONES **25**

6. LITERATURA CITADA **26**

SOBRE LOS AUTORES **43**

INTRODUCCIÓN

La reproducción en la cerda es un hecho conocido y bien documentado, se realiza mediante la interacción del ambiente con el eje hipotálamo-hipófisis-ovarios y la participación del útero. Toma los alimentos del ambiente para su nutrición (Bauer et al., 2011), y recibe estímulos, como la presencia del macho, para manifestar el estro con mayor claridad (Kemp et al., 2005).

Las cerdas mejor alimentadas incrementan la eficiencia reproductiva (Lucy, 2008), El proceso reproductivo se realiza por medio de la función del eje hipotálamo-hipófisis-gónada. El hipotálamo produce hormona liberadora de las gonadotropinas (GnRH; Guthrie et al., 1990; Clark, 1989) y oxitocina (Lincoln, 1984). La GnRH promueve la secreción de gonadotropinas (hormonas folículo estimulante, FSH, y luteinizante, LH) en el lóbulo anterior de la hipófisis (Ferguson et al., 2003). La FSH estimula el crecimiento del folículo antral y la luteinizante se relaciona con maduración folicular y ovulación (Knox, 2005). Los folículos durante su crecimiento producen estradiol e inhibina (Noguchi et al., 2010; Flowers et al., 1991). El estradiol promueve las manifestaciones del celo, ejerce retroalimentación positiva sobre la secreción preovulatoria de LH (Schwarz et al., 2008) y negativa en otras etapas (Noguchi et al., 2010). La inhibina, por su parte, reduce la secreción de FSH a nivel de hipófisis (Noguchi et al., 2010).

La ovulación de cada folículo se continúa con la formación de un cuerpo lúteo, el cual produce progesterona (Hunter, 1980). Esta hormona ejerce retroalimentación negativa para disminuir las secreciones de GnRH, FSH y LH. La oxitocina se almacena en el lóbulo posterior de la hipófisis y su secreción promueve la liberación de prostaglandina F2a (PGF) en el endometrio (Gross et al., 1988; Kieborz et al., 1991; Edgerton et al., 2000). La PGF destruye los cuerpos lúteos al final del ciclo estral; con esto se reduce la concentración de progesterona y por consiguiente su retroalimentación negativa (Bazer et al., 1984). Se reactiva el crecimiento folicular y la manifestación de otro estro, una nueva oportunidad para la concepción.

La cerda concibe con la cópula de un semental con capacidad reproductiva o con la inseminación artificial. Los embriones impiden la transferencia de PGF de endometrio hacia ovario; por lo tanto, no se realiza la destrucción de cuerpos lúteos y se continúa la producción de progesterona hasta el parto (Bazer *et al*., 1984; Bazer y Thatcher, 1977).

Pese, como se anotó al principio, a la disposición de gran información, no se han establecido las relaciones entre los diferentes factores que participan en la reproducción de la cerda. La mayoría de los estudios realizados para determinar su comportamiento reproductivo se han realizado mediante el análisis de factores aislados, no se ha determinado la relación entre los actores en el proceso reproductivo. Su conocimiento permitiría establecer con mayor precisión el manejo para incrementar la eficiencia reproductiva en esta especie.

Por lo tanto, el propósito del presente trabajo de investigación fue analizar si existe variación en la afinidad de los factores que influyen en el proceso reproductivo de las cerdas sacrificadas en rastro.

OBJETIVO

Determinar la relación existente entre los factores que participan en el proceso reproductivo de la cerda

HIPÓTESIS

Existe variación en la afinidad entre los factores que participan en el proceso reproductivo de la cerda

REVISIÓN DE LITERATURA

La cerda presenta partos múltiples; sin embargo, pese a su alta fertilidad (se fertiliza la mayoría de los ovocitos emitidos en cada período ovulatorio), no todos los embriones se desarrollan durante la gestación y culminan como recién nacidos en el parto. De hecho, las cerdas prolíficas ovulan de 20 a 30 ovocitos y sólo presentan de 9 a 15 lechones en el parto (Town et al., 2005). Por lo tanto, las pérdidas durante la gestación alcanzan del 30 al 50% del total de ovocitos fertilizados (Perry y Rowlands, 1962). La información disponible en ciclo estral y gestación permite mayor comprensión de este proceso.

1.1 CICLO ESTRAL

El ciclo estral en la cerda dura de 20 a 22 días (rango = 18 a 24 días), y de acuerdo al comportamiento del animal, se puede dividir en dos etapas o períodos: estro o celo y parte lútea (Hunter, 1980).

La cerda durante el estro altera su comportamiento normal, busca al macho, se para junto de él y acepta la cópula; la vulva se presenta inflamada y de color rojizo (Langendijk *et al*., 2000; Kemp *et al*., 2005). En ausencia del macho, se muestra intranquila, intenta montar a las compañeras y responde al estímulo de lordosis; esto último significa que permanece inmóvil al presionarle la parte dorsal, incluso una persona le puede montar (Short, 1984). El celo dura en promedio de 24 a 96 horas (Weitze et al., 1994; Soede y Kemp, 1997). En la fase lútea se comporta normalmente, como sus compañeras, sin alteraciones.

En los ovarios durante el ciclo estral se presentan eventos cíclicos: crecimiento folicular con producción de estrógenos, ovulación, desarrollo del cuerpo lúteo con producción de progesterona y destrucción del cuerpo lúteo con el subsiguiente inicio de un nuevo ciclo. En estos eventos participa la hormona liberadora de las gonadotropinas (GnRH) de origen hipotalámico (Lüking Jayes et al., 1997; Clarke, 1989), las hormonas folículo estimulante y luteinizante del lóbulo anterior de la hipófisis (Ferguson et al., 2003) y la Prostaglandina F_2a del útero (Bazer et al., 1984).

1.1.1 Crecimiento folicular y producción de estradiol

El folículo ovárico se encarga de proporcionarle al ovocito (célula germinal femenina) las condiciones adecuadas para su desarrollo hasta obtener la capacidad para unirse al espermatozoide (Greenwald y Roy, 1994). Una hembra nace con cantidad determinada de ovocitos en estado de reposo, en la etapa de diploteno de la profase meiótica (Byskov, 1982). Por ejemplo, en los ovarios de la cerda de 10 días de edad se han encontrado 500,000 ovocitos, los cuales maduran conforme transcurre la vida reproductiva de la hembra (Black y Erickson, 1968). No todos inician su desarrollo al mismo tiempo, algunos lo hacen mientras que el resto (la mayoría) permanecen en estado de reposo como capital

para ciclos subsiguientes. Característica que les permite a los mamíferos reproducirse durante varios años (Fortune *et al*., 1991).

Una capa de células de la granulosa aplanadas rodean los ovocitos en el estado de reposo (folículo primordial). Los cuales continúan su desarrollo en el crecimiento folicular. Las células aplanadas se transforman en cúbicas y comienzan a dividirse. Además, se inicia la diferenciación de la teca interna (folículo primario). Este proceso se realiza mediante un mecanismo independiente a las gonadotropinas. Conforme se lleva a cabo la división de las células de la granulosa se incrementa la cantidad de capas celulares alrededor del ovocito para constituir el folículo secundario (Grant *et al*., 1989; Clark *et al*., 1975). Posteriormente se infiltra líquido entre las células de la granulosa, hasta la constitución de un antro común; el folículo ahora se conoce como antral (Zamboni, 1974). La hormona folículo estimulante influye en la formación del antro folicular y en el desarrollo del folículo antral (Dierich *et al*., 1998). Por lo tanto, las gonadotropinas estimulan el crecimiento folicular a partir de la formación del antro (Fortune, 1994; Driancourt et al., 1995; Burns y Matzuk, 2002); su desarrollo en los estadios anteriores se presenta en forma independiente a estas hormonas. El crecimiento de los folículos antrales se debe a la proliferación de las células de la granulosa y al incremento del antro (Grant *et al*., 1989; Clark *et al*., 1975). En la cerda, el período comprendido entre el folículo primario y antral transcurre durante 84 días, y el crecimiento subsiguiente hasta llevarlo a preovulatorio (10 mm de diámetro) se realiza en 19 días adicionales (Morbeck *et al*., 1992). Por lo tanto, la velocidad de crecimiento en los folículos entre 3 y 10 mm de diámetro se ha estimado en 1.14 mm/día (Dailey *et al*., 1976). Durante la fase lútea de la cerda, los folículos continúan su desarrollo hasta 5 mm y posteriormente sufren atresia (Guthrie y Cooper, 1996; Guthrie et al., 1995). La progesterona (Guthrie y Cooper, 1996; Guthrie et al., 1995; Chan y Tan, 1986) e inhibina (Guthrie et al., 1995) impiden mayor crecimiento durante esta parte del ciclo.

Al final de la fase lútea, entre los días 14 y 16 de ciclo estral, y en el período posparto algunos días después del destete se realiza el reclutamiento folicular (Foxcroft *et al*., 1987; Foxcroft y Hunter, 1985; Coleman *et al*., 1984; Clark *et al*., 1982; Fortune et al., 1991). Al finalizar la parte lútea, entre los días 14 a 17 del ciclo estral, cambia el ambiente endocrino: se reduce la concentración circulante de progesterona (Guthrie y Bolt, 1983, 1990; Knox et al., 2003), disminuyen los niveles (Guthrie y Bolt, 1983; Guthrie et al., 1993; Knox et al., 2003) y receptores de FSH (Liu et al., 1998; 2000), se incrementa la frecuencia de pulsos de LH (Guthrie y Bolt, 1990; Flowers et al., 1991; Guthrie et al., 1993, 1997) con aumento de sus receptores en teca y granulosa (Liu et al., 2000) y, como consecuencia, se incrementa la secreción de estradiol (Flowerss et al., 1991). El resultado, los folículos aumentan su desarrollo hasta tamaño preovulatorio, de 8 a 11 mm (Foxcroft y Hunter, 1985; Fortune, 1994; Ryan et al., 1994; Cox, 1997; Picton et al., 1999; Ferguson et al., 2003; Knox, 2005).

El día 16 del ciclo se han encontrado de 40 a 50 folículos de 2 a 6 mm de diámetro en los ovarios (Grant *et al*., 1989), de los cuales, alrededor del 30 al 40% se seleccionan

para continuar su crecimiento hasta la maduración final y ovulación (Grant *et al*., 1989; Dailey *et al*., 1976). Los folículos restantes se pierden por atresia. La selección es un proceso continuo, incluso momentos antes de la ovulación, por lo tanto, la atresia se puede presentar durante toda la fase folicular (Hunter *et al*., 1992; Grant *et al*., 1989; Foxcroft *et al*., 1987). El número de folículos ovulatorios se relaciona con el reclutamiento y su habilidad para continuar su crecimiento sin presentar atresia. Las razas de cerdas con mayor incidencia de ovulaciones presentan mayor reclutamiento folicular y menor atresia (Miller *et al*., 1998; Hunter *et al*., 1996; Haley y Lee, 1993; Cheng, 1983). A nivel individual, la concentración sanguínea de hormona folículo estimulante es más elevada en las hembras con más ovulaciones (Knox *et al*., 2003; Kelly *et al*., 1988; Shaw y Foxcroft, 1985). Las razas de cerdas más prolíficas presentan mayor incidencia de ovulaciones que las hembras con menor tamaño de camada (Christenson, 1993).

Con base en la función de la hormona folículo estimulante, el reclutamiento folicular se podría incrementar con aplicación de esta hormona u otra de acción similar como gonadotropina coriónica equina, y por consiguiente incrementar la incidencia de ovulaciones. En efecto, las aplicaciones de estas dos hormonas en los días 15 y 16 del ciclo estral han incrementado las ovulaciones tanto en ciclo natural (Hunter, 1979) como sincronizado (Guthrie *et al*., 1997; Hunter, 1979). El control en la secreción de hormona folículo estimulante también ha repercutido sobre la población folicular. Por ejemplo, aplicación de líquido folicular porcino reduce la cantidad de folículos pequeños, medianos y grandes, lo cual probablemente se debe a la inhibina (Guthrie *et al*., 1987). Además, la población de folículos medianos y grandes se restaura parcialmente en cerdas tratadas inicialmente con líquido folicular y posteriormente con hormona folículo estimulante (Guthrie *et al*., 1988; Knox y Zimmerman, 1993). La inmunización activa contra inhibina puede aumentar el 35% (Brown *et al*., 1990) o 39% (King *et al*., 1993) de ovulaciones en cerdas jóvenes. La aplicación de andrógenos también ha incrementado la incidencia de ovulaciones. En un estudio se administró testosterona en los días 17 y 18 del ciclo estral y se logró el incrementó de folículos ovulatorios en cerdas jóvenes (Cárdenas y Pope, 1994). Lo mismo ocurrió en las cerdas tratadas con dihidrotestosterona del día 13 al estro (toda la fase folicular), del 13 al 16 (reclutamiento folicular) y del 17 al estro (período posterior al reclutamiento) en cerdas jóvenes (Cárdenas *et al*., 2002). Receptores para andrógenos se han encontrado durante el crecimiento folicular (Cárdenas y Pope, 2002).

Los folículos durante su crecimiento producen estradiol e inhibina. Para la síntesis de estradiol, las células de la teca, por medio de la influencia de LH, toman colesterol y lo transforman en androstenediona y testosterona. La androstenediona pasa a las células de la granulosa, y por acción de FSH, la transforman en estradiol. A esto se debe el aumento de folículos ovulatorios con aplicación de andrógenos (Cárdenas et al., 2002; Cárdenas y Pope, 1994).

En el suero sanguíneo, la concentración de estradiol se incrementa notablemente 3 días antes del inicio del celo, posteriormente se reduce paulatinamente hasta mostrar niveles bajos (Noguchi et al., 2010; Hansel et al., 1973). El estradiol se relaciona con el comportamiento del celo y ejerce retroalimentación positiva sobre la secreción preovulatoria de LH (Schwarz et al., 2008). La inhibina reduce la secreción hipofisiaria de FSH mediante retroalimentación negativa (Noguchi et al., 2010; Bracken et al., 2006; Knox y Zimmerman, 1993; Knox et al., 1991; Hasegawa et al., 1988; Guthrie et al., 1987, 1988); a esto se debe, en parte, el ligero crecimiento folicular durante la fase lútea, y al incremento en la incidencia de ovulaciones en cerdas inmunizadas contra inhibina (King et al., 1993; Brown et al., 1990).

1.1.2 Ovulación

Las ovulaciones se presentan de 10 a 85 horas después del inicio del celo, de 40 a 48 horas después del pulso preovulatorio de LH (Dalin et al., 1995; Soede y Kemp, 1997). La cerda no muestra ovulación sincronizada, entre la emisión del primer y último ovocito en cada ciclo pueden transcurrir hasta 6 horas (Soede et al., 1992; Pope et al., 1988).

La incidencia de ovulaciones puede variar de acuerdo a la raza del animal y el número de partos de la cerda; es menor en el primer parto, se incrementa paulatinamente hasta llegar a su máximo nivel entre el tercer y quinto partos; posteriormente permanece constante o se reduce ligeramente (Anderson, 2000).

1.1.3 Desarrollo de los cuerpos lúteos y producción de progesterona

Cada folículo después de la ovulación se transforma en un cuerpo lúteo (Hunter, 1980). Las células que componían el folículo (teca y granulosa) experimentan cambios necesarios para cumplir su nueva función: producir progesterona (Lemon et al., 1977). La LH las luteiniza y mantiene la función lútea (Niswender y Nett, 1994). Por lo tanto, en esta parte del ciclo, la LH promueve el crecimiento del cuerpo lúteo y estimula la producción de progesterona.

La progesterona se sintetiza a partir del colesterol, la célula lútea lo toma de la circulación sanguínea donde se encuentra unido a lipoproteínas de baja y alta densidad (Azhar y Menor, 1981). El colesterol se puede utilizar para la síntesis de esteroides o almacenarse dentro de la célula como ester de colesterol por la acción de la acil CoA colesterol acil transferasa para síntesis esteroidal posterior (Jefcoate et al., 1992). La enzima colesterol estearasa neutra transforma el ester de colesterol en colesterol cuando se requiere. Para iniciar la síntesis de esteroides el colesterol debe dirigirse al interior de la mitocondria, un proceso que se realiza con la ayuda de la proteína reguladora de la esteroidogénesis aguda (StAR; Strauss et al., 2003). En la mitocondria el colesterol se transforma en pregnenolona, la enzima fragmentadora de la cadena lateral citocromo P450

cataliza la reacción (Hall, 1985; Rodgers et al., 1987). Finalmente, la pregnenolona se transforma en progesterona en el retículo endoplasmático liso bajo la acción de la enzima 3 b hidroxi esteroide deshidrogenasa (Labrie et al., 1992). La progesterona sale de la célula lútea y puede actuar sobre su órgano blanco.

La concentración de progesterona se incrementa paulatinamente a partir del inicio del ciclo y alcanza su máximo nivel del día 8 al 10 aproximadamente, se mantiene en concentración elevada hasta la destrucción de los cuerpos lúteos, entre los días 12 a 14 del ciclo (Noguchi et al., 2010; Konx et al., 2003; Guthrie y Bolt, 1983, 1990); la prostaglandina F_2a los destruye (Bazer et al., 1984; Gross et al., 1988; Kieborz et al., 1991). El resultado, se reduce la concentración de progesterona en la circulación sanguínea, con el subsiguiente inicio de otro ciclo.

1.1.4 Destrucción del cuerpo lúteo

La prostaglandina F2a se produce en el endometrio y destruye los cuerpos lúteos entre los días 14 y 15 del ciclo estral (Bazer et al., 1984; Gross et al., 1988; Kieborz et al., 1991). Los cuerpos lúteos de la cerda presentan receptores funcionales y alta afinidad para PGF durante todas las partes del ciclo estral; sin embargo, la luteólisis sólo se realiza con aplicación exógena de PGF a partir del día 12 (De Rensis et al., 2010).

1.2 GESTACIÓN

La gestación en la cerda dura en promedio 114 días (rango = 102 a 128 días). El momento óptimo para la cópula es de 6 a 12 horas antes de la ovulación o de 29 a 33 horas después del inicio del celo. Sin embargo, en la práctica puede ser difícil determinar este momento, sólo se logra con la observación estrecha de las hembras. En las explotaciones con detección del celo dos veces al día (cada 12 horas) se recomienda realizar la cópula 12 y 24 horas después del primer diagnóstico del celo, y en granjas con detección del celo una vez al día, ofrecer la cópula cada vez que la hembra acepte al macho. La cópula diaria durante el estro es una práctica sencilla y con buenos resultados, fertiliza hasta el 95% de los ovocitos (Christenson, 1993). Por lo tanto, la diferencia entre la cantidad de cuerpos lúteos y el número de productos corresponde a la supervivencia embrionaria y fetal.

El macho durante la cópula eyacula en el cérvix o cuello del útero de la hembra (Hunter, 1980), de allí los espermatozoides se dirigen hacia el lugar de la fecundación (Harper, 1982), el ámpula del oviducto (Bedford, 1982). Por cada unión espermatozoide - óvulo se obtiene una célula diploide, el origen del embrión (Bazer et al., 1987). En la cerda, los embriones del ámpula del oviducto al útero se trasladan en 48 horas (Anderson, 1987). Posteriormente, permanecen en el tercio del cuerno uterino cercano a la unión con el oviducto hasta 6 días después de la ovulación; en seguida con movimientos lentos se dirigen hacia el cuerpo del útero, donde llegan el día 9; después se pueden trasladar

hacia el cuerno uterino contralateral al oviducto que iniciaron su desarrollo o permanecen en éste hasta localizar el lugar para su implantación (Dhindsa et al., 1967). La migración transuterina se realiza hasta el día 12, sólo sobreviven los embriones capaces de localizar el lugar para su implantación antes del día 13 (Pogle y Dziuk, 1970).

1.2.1 Supervivencia embrionaria

La supervivencia embrionaria se reduce el 17% durante los primeros 18 días de la gestación (Anderson, 1978) y hasta 33% (Anderson, 2000; Perry y Rowlands, 1962) o más (Wilson *et al*., 2000; Vonnahme et al., 2002) en el día 25. Por lo tanto, la mayor pérdida embrionaria en la cerda se realiza del inicio al día 25 de la gestación, en este período el embrión realiza elongación del trofoblasto, síntesis de estrógenos e implantación. Alteraciones en esta parte del proceso conduce a mortalidad embrionaria. A continuación, un análisis más detallado de esta información.

Los embriones llegan al útero 48 horas después de la fertilización, en busca del lugar más apropiado para su implantación (Pope et al., 1982a; Dzuik, 1985). En el tercio del cuerno uterino cercano al oviducto permanecen hasta el día 6; posteriormente, con movimiento lento se dirigen hacia el cuerpo del útero donde llegan el día 9 posterior a la ovulación; en seguida pueden migrar hacia el cuerno uterino vecino o permanecer en el inicial (Dhindza *et al*., 1967). Este movimiento a través del aparato genital de la madre es importante para realizar el reconocimiento materno de la gestación, y lo llevan a cabo mediante la producción de estrógenos (Bazer *et al*., 1984; Bazer y Thatcher, 1977).

La migración trasuterina se ha registrado hasta el 12 (Pope *et al*., 1982a; Dziuk, 1985); día que deben encontrar el lugar para su implantación (Pogle y Dziuk, 1970). Paralelamente, los embriones incrementan su tamaño y cambian su forma, de esférica con 1 a 2 mm a ovoide (3 – 8 mm), y después a tubular de 9 a 20 mm entre los días 10 y 11 de la gestación (Geisert et al., 1982ª). Del día 11 al 12 se diferencian y expanden sus trofoblastos (Anderson, 1978; Geisert et al., 1982ª,b). Hecho por el cual se transforman en delgados y filamentosos, con >100 mm; a este desarrollo inician su adhesión a la superficie del epitelio uterino (Dantzer, 1985; Blair et al., 1991).

La expansión del trofoblasto concuerda con la síntesis y secreción de estrógenos, se continúa con la formación de la red vascular placentaria encargada de transportar los nutrientes y fluidos hacia cavidad alantoidea (King et al., 1982), y con el crecimiento de la placenta (Ka et al., 2001). El trofoblasto puede alargarse hasta 1 mm en el día 16 de la gestación (Perry y Rowlands, 1962), lo que coincide con la implantación. En la cerda, los productos empiezan su adhesión a la superficie uterina en el día 13, y finaliza del 18 al 24 (King et al., 1982; Burghardt *et al*., 1997).

Los embriones en los días 11 y 12 y del 16 al 25 producen estrógenos (como se anotó anteriormente), para impedir la acción de la prostaglandina F_2a y, por consiguiente,

la destrucción de los cuerpos lúteos; a este proceso se le conoce como reconocimiento materno de la gestación (Bazer *et al*., 1984; Bazer y Thatcher, 1977). Los estrógenos cambian la dirección de la prostaglandina F_2a, en lugar de abandonar el útero a través de la vasculatura uterina la dirigen al lumen uterino, de esta manera no puede llegar a ovarios para ejercer su función y los cuerpos lúteos continúan con su producción de progesterona (Frank et al., 1977, 1978; Guthrie y Rexroad, 1981; Geisert et al., 1982c, 1990; Edgerton et al., 1996; Marengo *et al*., 1986; Perry *et al*., 1973). La progesterona mantiene la gestación (Lemon y Loir, 1977) mediante el establecimiento de condiciones uterinas adecuadas para el desarrollo de embriones y fetos (Heap y Flint, 1984). La prostaglandina F_2a destruye los cuerpos lúteos al final de la gestación (Niswender y Nett, 1994).

Los embriones en la cerda no se desarrollan de manera uniforme, esto se debe a que tampoco las ovulaciones se realizan en forma instantánea (Xie *et al*., 1990a); existe un intervalo de 1 a 4 horas (Soede et al., 1992) y hasta 6 (Pope et al., 1988) entre la emisión del primer y último óvulo. Por lo tanto, la fertilización se presenta de manera heterogénea, los ovocitos expulsados al principio del período ovulatorio se fertilizarán primero y después los emitidos al final (Xie *et al*., 1990a); como consecuencia, en un tiempo determinado embriones de diferente grado de desarrollo comparten el espacio uterino (Pope *et al*., 1988; Anderson, 1978; Perry y Rowlands, 1962). En el día 12 de la gestación se han encontrado embriones esféricos, ovoides, tubulares y filamentosos (Xie *et al*., 1990b; Pope *et al*., 1990; Wilde y Pope, 1987; Geisert *et al*., 1982[a]). La elongación embrionaria se retarda en los productos menos desarrollados y, por consiguiente, presentan desventajas en el momento de la búsqueda por el lugar apropiado para la implantación (Geisert et al., 1982[a]). La sobrevivencia de embriones menos desarrollados se incrementa con su transferencia a hembras receptoras (Pope *et al*., 1982b, 1986; Wilde *et al*., 1988), y probablemente la uniformidad en el desarrollo embrionario conduce al incremento en de la supervivencia de productos en las razas más prolíficas como la Meishan (Wilmut et al., 1992).

La síntesis de estrógenos tampoco se presenta en forma homogénea, los embriones procedentes de ovulaciones tempranas inician la síntesis antes que los descendientes de ovulaciones tardías (Pope, 1988; Wilde y Pope, 1987; Geisert *et al*., 1982c; Ford *et al*., 1982). Los estrógenos y la continua secreción de progesterona ovárica (Vallet *et al*., 1998a) incrementan la concentración intraluminal de fosfatasa ácida, calcio y proteínas totales, entre otros productos (Wilson y Ford, 1997; Roberts *et al*., 1993; Simmen y Simmen, 1991; Roberts y Bazer, 1988; Geisert *et al*., 1982b; Mongan *et al*., 1987b); ambiente uterino probablemente desfavorable para los embriones más jóvenes, los cuales detienen su desarrollo, como se anotó anteriormente, y muestran desventajas para su implantación (Pope *et al*., 1982b, 1990; Pope, 1988; Wilde *et al*., 1988; Xie et al., 1990a; Geisert et al., 1991). Administración de estrógenos antes de la elongación de los productos han afectado la sobrevivencia embrionaria (Long y Diekman, 1986; Pope et al., 1986; Morgan et al., 1987[a]). Sin embargo, este conocimiento no se ha comprobado en otros estudios.

La dosificación de estrógenos en el día 12 de la gestación (Geisert et al., 1991) o antes de la elongación embrionaria, no ha interferido con el desarrollo de los productos en observaciones realizadas en los días 11 y 12 de la preñez (Morgan et al., 1987[a],b; Geisert et al., 1991; Cardenas et al., 1997).

Se ha intentado reducir la mortalidad embrionaria mediante la sincronización de la ovulación; mayor sincronización (Soede *et al*., 1992) o la eliminación de folículos con ovulación tardía (Pope *et al*., 1988) reducirían la variación en la ovulación y por consiguiente en el desarrollo embrionario. La sincronización de la ovulación se ha realizado por medio de la aplicación de gonadotropina coriónica equina (eCG) y gonadotropina coriónica humana (hCG) en cerdas con anestro. Los resultados has sido contradictorios. Por un lado, ha reducido la cantidad de lechones vivos al nacimiento (Batres et al., 1991), 10.55 en el grupo testigo y 10.10 en el tratado ($P<0.02$), o no ha influido sobre el tamaño de la camada (Knox et al., 2001; Manjarin et al., 2010); y por otro, se ha encontrado la tendencia a incrementar el número de lechones nacidos vivos (Estirene y Hartsock, 1998), 11.7 en el grupo testigo y 12.7 en el tratado ($P>0.1$). Las diferencias entre los resultados de los trabajos anteriormente citados probablemente se deban a la influencia del tratamiento sobre la tasa de ovulaciones. Los tratamientos sin incremento en la incidencia de ovulaciones tampoco aumentan la cantidad de ovocitos al principio del período ovulatorio y, por consiguiente, después de la fertilización, no incrementa la cantidad de embriones con mayor grado de desarrollo que las cerdas sin tratamiento.

Con el incremento de la incidencia de ovulaciones se aumenta la cantidad de ovocitos emitidos al principio del período ovulatorio y primeramente fertilizados. El resultado, mayor cantidad de embriones en la misma etapa del desarrollo y aumento de la posibilidad de supervivencia. En un estudio (Guthrie et al., 1974), se superovularon cerdas Duroc de 9 a 10 meses de edad, con eCG y se obtuvieron mayor cantidad de embriones normales. En otro trabajo (Ruvalcaba-Ramírez et al., 2004), el tratamiento tendió a incrementar la cantidad de lechones nacidos vivos y destetados; aunque en este trabajo no se pesaron las crías al nacimiento, la tendencia al incremento de animales al destete probablemente se debió a la uniformidad en su desarrollo embrionario, fetal y peso al nacimiento, como sucede en las razas porcinas más prolíficas como la Meishan (Wilmut et al., 1992).

Además de la uniformidad en el desarrollo durante la gestación y nacimiento, pueden participar otros factores como insuficiente espacio uterino para el desarrollo embrionario y nutrición de la madre. En las cerdas prolíficas, como la Meishan, los embriones presentan el mismo número de células en su masa celular interna, pero con menor población celular en su trofoectodermo y con menor producción de estrógenos en comparación con los embriones de cerdas Yorkshire (Anderson et al., 1993; Rivera et al., 1996; Kaminski et al., 1997). Por lo tanto, se reduce el espacio necesario para el desarrollo embrionario después de la expansión del trofoblasto y se disminuye el efecto de los estrógenos sobre los productos vecinos. La nutrición también participa en el proceso. La arginina, como se

discute adelante, es el precursor de óxido nítrico (Kim et al., 2005) y poliaminas, entre otros productos (Wu y Morris, 1998; Kim et al., 2007); y estos participan de manera importante para la angiogénesis de la placenta (Wu et al., 2006; Wu y Meininger, 2009).

Con base en lo anterior, el primer período de mortalidad embrionaria se realiza en los 18 días iniciales de la gestación (Anderson, 1978; Pope y First, 1985), y coincide con la elongación del trofoblasto, síntesis embrionaria de estradiol y adhesión de placentas a la superficie epitelial uterina.

En casos de poca población, la implantación se realiza preferentemente en el tercio del cuerno uterino cercano al oviducto y con menor incidencia en el tercio cercano al cuerpo del útero; en la parte media del cuerno uterino se han encontrado valores intermedios (Montoya-Gómez *et al*., 2002). La implantación, en los casos de mayor población, se realiza, o se debería realizar, de manera equidistante a lo largo de los cuernos uterinos (Dziuk, 1991); cuando esto no ocurre, los embriones con menos espacio disponible pueden morir y momificarse (Wu *et al*., 1988b). El útero tiene determinada capacidad para mantener los productos y llevarlos viables hasta el parto (Christenson *et al*., 1987).

1.2.2 Supervivencia fetal

El peso fetal varía entre los miembros de la misma gestación, y por lo general se relaciona con el lugar de la implantación (Bazer et al., 1988). En gestaciones con gran población fetal, la implantación, como se anotó anteriormente, se realiza o se debería realizar de manera equidistante a lo largo de los cuernos uterinos (Dziuk, 1991); necesitan por lo menos 20 cm de cuerno uterino para sobrevivir a partir de 7 semanas de la preñez (Wu et al., 1988a). El peso de los productos en estos casos es mayor en los implantados en el tercio uterino cercano al oviducto y menor en el tercio cercano al útero; los productos de la parte media presentan crecimiento intermedio (Dziuk, 1991). En gestaciones con menor población fetal (Montoya-Gómez et al., 2002), la implantación se realiza preferentemente en el tercio del cuerno uterino cercano al oviducto y con menor incidencia en el tercio cercano al cuerpo del útero, en la parte media del cuerno uterino se han encontrado valores intermedios; en estos casos, la diferencia entre los pesos de los productos no es estadísticamente significativa ($P>0.05$).

El peso de los productos se relaciona con la estructura y densidad de la vasculatura placentaria, es mayor en los productos con mayor flujo sanguíneo y por consiguiente más suministro de nutrientes (Pére y Etienne, 2000). La placenta experimenta formación rápida de nuevos vasos sanguíneos (angiogénesis) y marcado crecimiento durante la gestación (Reynolds y Redmer, 2001). La angiogénesis placentaria es necesaria para incrementar el flujo sanguíneo útero-placenta que proporciona nutrientes de la madre al feto (Wu et al., 2004; Reynolds et al., 2006). Estos vasos sanguíneos son claramente visibles en la placenta porcina y membranas alantoideas en el día 25 de la gestación y alcanzan su

desarrollo máximo en el día 70, en el periodo precedente al mayor crecimiento fetal (Knight et al., 1977; Wu et al., 2005). La insuficiente vascularización placentaria puede conducir al deterioro progresivo de la función placentaria y disminución de la transferencia de oxígeno y nutrientes a los fetos (Wu et al., 2006). La capacidad funcional de la placenta para la provisión de nutrientes e intercambio de gases es vital para la supervivencia, crecimiento y desarrollo fetal (Reynolds et al., 2006; Bazer et al., 2008). Por lo tanto, la capacidad del útero es inversamente proporcional al tamaño de los productos y placentas, así como directamente proporcional su eficiencia placentaria (peso fetal/peso de la placenta). El útero de la cerda puede mantener mayor cantidad de fetos conforme se incremente su eficiencia placentaria (Wilson *et al*., 1998, 1999). Las cerdas más prolíficas, como la Meishan, presentan mayor vascularización en la placenta que las razas menos prolíficas como las norteamericanas y europeas, tienen de 3 a 5 lechones más por camada (Vonnahme y Ford, 2004).

La capacidad del útero es menor en las hembras con mayor desarrollo fetal (Fenton *et al*., 1972; Monk y Erb, 1974; Webel y Dziuk, 1974; Bérard *et al*., 2010; Beaulieu *et al*., 2010) y mayor tamaño de sus placentas (Hunter *et al*., 1994; Biensen *et al*., 1998; Wilson *et al*., 1998) debido a la necesidad de más espacio uterino y cantidad de nutrientes para su mantenimiento, particularmente después del día 30 de la gestación. El flujo sanguíneo uterino y umbilical disminuye por feto conforme se incrementa la población uterina fetal; además, varía a lo largo del cuerno uterino de la cerda gestante (Reynolds et al., 1985; Pere y Etienne, 2000). El incremento de población fetal puede limitar la capacidad uterina, con la subsiguiente reducción del crecimiento fetal, incremento de las muertes fetales y reducción del tamaño de la camada (Pere et al., 1997; Johnson et al., 1999; Vand der Lende y van Rens, 2003).

Las razas más prolíficas, como la Meishan, muestran mayor capacidad uterina debido al desarrollo de productos con menor tamaño y más uniformes. Por lo cual, pueden mantener mayor población en el espacio uterino disponible (Galvin et al., 1993; Anderson *et al*., 1993; Christenson, 1993; Youngs *et al*., 1993; Rivera *et al*., 1996; Ford, 1997; Wilson *et al*., 1998; Wilson y Ford, 2000). El tamaño de la placenta y el crecimiento del feto dependen del grado de elongación del embrión durante el reconocimiento materno de la gestación; los embriones con mayor elongación originan productos y placentas de mayor tamaño (Wilson *et al*., 1998; Wilson y Ford, 2000). En las cerdas Meishan, es menor el grado de elongación debido a la reducción de la secreción embrionaria de estrógenos (Ford y Youngs, 1993; Kaminski *et al*., 1997; Vallet *et al*., 1998b) y reducción en la secreción uterina de algunas proteínas (Wilson y Ford, 1997; Ford y Youngs, 1993; Vallet *et al*., 1998a). El desarrollo adecuado de la vascularización placentaria en fetos Meishan, les permiten obtener suficientes nutrientes de sus placentas relativamente pequeñas e incrementar la supervivencia prenatal (Bazer et al., 1988).

Las razas de cerdos modernas presentan mayor crecimiento fetal que las antiguas debido a la intense selección que se han sometido (McPherson et al., 2004). Por lo tanto, elevado crecimiento requiere mayor cantidad de nutrientes, particularmente de los involucrados angiogéneisis, para soportar las necesidades metabólicas de la madre y sus fetos (Kim et al., 2005).

Algunos aminoácidos se relacionan con la función placentaria. La arginina es precursor para la síntesis de varias moléculas metabólicas como óxido nítrico (Kim et al., 2005) y poliaminas (Wu y Morris, 1998; Kim et al., 2007), las cuales participan en la angiogénesis, evento importante para la función placentaria y desarrollo fetal (Wu et al., 2004, 2009). El óxido nítrico y las poliaminas también se relacionan con la embriogénesis, crecimiento del trofoblasto y flujo sanguíneo útero-placenta, así como en el crecimiento y desarrollo fetal (Wu et al., 2006; Wu y Meininger, 2009). La concentración de arginina es abundante en el fluido alantoideo del cerdo en los primeros estadios de la gestación lo que coincide con el mayor crecimiento de la placenta (Wu et al., 1996, 1998b). La adición de1 1% arginina a la dieta, del día 14 al 28 de la gestación ha incrementado 3 fetos en el día 70 de la preñez (Bernard et al., 2009) y 1 lechón vivo al nacimiento (Ramaekers et al., 2006). Así como su adición del día 30 al 114 de la gestación ha incrementado 2 lechones nacidos vivos y 24% el peso de la camada (Mateo et al., 2007).

Los procesos que interfieren con la utilización de aminoácidos provocan alteraciones en la gestación de la cerda. El transporte inadecuado de aminoácidos a través de la placenta conduce a crecimiento retardado fetal (Wu et al., 2008). La reducción de aminoácidos disponibles para los productos, tanto a nivel embrionario (Wu et al., 1998[a]) como fetal (Wu et al., 1998b) afectan su sobrevivencia (Pond et al., 1969, 1981).

La mortalidad de lechones al nacimiento se relaciona con su tamaño (Christianson, 1992), los menos pesados presentan mayor riesgo de morir durante el parto. La mortalidad al nacimiento varía del 5 al 10% (Christianson, 1992).

MATERIAL Y MÉTODOS

El trabajo se realizó con 100 cerdas Landrace-York Shire, de 1 a 3 años de edad, sacrificadas en el rastro municipal de Zacatecas.

Se recuperaron los úteros de las cerdas gestantes inmediatamente después del sacrificio para determinar la longitud de los cuernos uterinos, número de folículos y cuerpos lúteos en cada ovario, y cantidad de productos en los cuernos uterinos. También se determinó la longitud del occipucio a la base de la cola y peso de los productos. Además, peso de las placentas y lugar de implantación de los productos con relación a la unión útero-tubárica.

Las hembras antes del sacrificio se alimentaron con una ración que cubría sus requerimientos nutricionales, de acuerdo a las recomendaciones del National Research Council (1998), y se fertilizaron por medio de inseminación artificial. Los lechones se destetaron a los 28 días de edad.

Procesamiento de datos

La estadística descriptiva se realizó con el paquete estadístico SPSS versión 17 para computadoras personales (SPSS) (SPSS Inc. 2009 “Spss Base 17.0 for Windows). Se realizó un análisis de componentes principales tanto para las variables de las madres como para las de los lechones, con el paquete estadístico SPSS versión 17 para computadoras personales (SPSS). Se realizó un análisis y clasificación por conglomerados de las mismas variables con el mismo software. Las gráficas de se realizaron con el programa R (R Development Core Team 2012). Para las correlaciones se utilizó la función pairs. panels (Revelle W. 2011), del paquete **psych** (psych). Los dendrogramas se realizaron con la función plot.hclustvar (Chavent Marie, Kuentz Vannesa, Liquet Benoit and Saracco Jerome 2011). del paquete **ClustOfVar** (ClustOfVar). La gráfica en tres dimensiones se realizó con la rutina scatterplot3d (Ligges, U and Machler M. 2003) del paquete del mismo nombre (scatterplot3d).

RESULTADOS

En el Cuadro 1 se presentan los estadísticos de las variables medidas en los 825 productos estudiados. La muestra fue muy dispersa debido a la variación en el avance de gestación de las cerdas al momento del sacrificio. Lo cual se refleja con los valores de la desviación estándar (DE) y coeficiente de variabilidad (CV). Por ejemplo, los promedios (± DE) del peso de la placenta y distancia relativa a la longitud total del cuerno fueron 159 ± 91 g y 0.427 ± 0.261, respectivamente. Por otro lado, el CV para el peso del producto, la variable más dispersa, fue de 115%, y 44.7% para longitud dorsal, la variable más homogénea.

En la Figura 1 se puede observar los coeficientes de correlación de Pearson, los diagramas de dispersión bidimensionales y los histogramas de la relación entre las variables determinadas en los productos. En el ángulo superior-derecho se presentan las correlaciones de Pearson, los diagramas de dispersión en el ángulo inferior-izquierdo; y en la línea diagonal, los histogramas que describen la distribución de los valores en las variables de la muestra estudiada.

Los estadísticos de las variables determinadas en las cerdas se presentan en el Cuadro 2. Las hembras presentaron en promedio (± DE) 2.58 ± 0.52 de grasa dorsal y 9.75 ± 3.60 de población fetal en los cuernos uterinos (tamaño de la camada). El peso de la cerda fue la variable más homogénea (entre 14.3% y 20.2% de CV) y los órganos reproductivos la más dispersa. La cantidad de folículos presentaron CV superior al 60%, y 33.1% el número de cuerpos lúteos del ovario izquierdo.

A las variables de los productos, para realizar el análisis factorial, se agregaron los pesos vivo y canal de la cerda. Este análisis extrajo tres componentes principales que explicaban el 42.2%, 24.1% y 21.0% de la varianza, respectivamente; lo cual equivale al 87.3 % de varianza total.

Como se puede observar en el Cuadro 3, el primer componente principal identificó al peso, longitud dorsal y perímetro torácico de los productos, además del peso de la placenta como las variables con mayor valor. El segundo componente a los pesos vivo y en canal de la cerda. La distancia total (producto a unión útero-tubárica) y relativa presentaron mayor peso en el tercer componente.

En la Figura 2 se presenta un diagrama de dispersión en tres dimensiones de la relación entre los componentes principales de las variables en productos y cerdas. Se identificaron tres conglomerados de puntos, que agrupan a las variables con más peso en cada uno de los componentes principales. Las variables zoométricas de los productos se localizaron muy próximas entre sí, y el peso de la placenta muy cerca de éstas. Los pesos de las cerdas también se ubicaron muy próximas entre ellas, y las distancias a la unión útero-tubárica con mayor separación.

En la Figura 3 se presenta el dendrograma, o diagrama de árbol, por conglomerados de las variables de los productos. El árbol se dividió en dos ramas. La primera incluyó el peso de la placenta (Placenta) y las variables zoométricas del producto (perímetro, peso y longitud). El peso de la placenta se disoció a mayor altura que las medidas zoométricas de los productos. El peso (Peso) y longitud (Longitud) de los productos resultaron más afines entre ellos que con su perímetro torácico (Perímetro), la altura de disociación del perímetro torácico fue mayor que las otras variables (peso y longitud).

En la segunda rama se asociaron las variables de la cerda (pesos vivo y en canal) y distancias de implantación de los productos con relación a la unión útero-tubárica, ya sea absoluta o relativa a la longitud total del cuerno uterino. La disociación entre estos dos grupos de variables se realizó a mayor altura que la encontrada entre las variables de la primera rama.

En el Cuadro 4 se presenta el resultado del análisis de componentes principales de las variables de la cerda. Se consideraron cinco componentes, hasta que la varianza acumulada fue superior al 70 %.

El primer componente principal señaló las características de los productos (promedios de peso, longitud dorsal y perímetro torácico) como las variables de mayor peso. En el segundo a la población de productos en el cuerno derecho, número de cuerpos lúteos en ovario derecho y tamaño de la camada. En el tercero, por su parte, la mayor puntuación se obtuvo con características relacionadas a la nutrición de la cerda (peso en canal, peso vivo y el espesor de grasa dorsal). En el cuarto componente principal, se registró elevada puntuación en población de productos en el cuerno izquierdo, número de cuerpos lúteos en ovario izquierdo y tamaño de la camada. El quinto identificó a la cantidad de folículos en los ovarios, como variables de mayor peso.

La Figura 4 se presenta el dendograma con las variables de la cerda. El árbol se dividió en dos ramas. La primera a su vez se volvió a dividir en dos, y la primera de éstas incluyó a las variables zoométricas de los productos (perímetro, peso y longitud) cuyo encuentro se registró a baja altura. La segunda se subdividió en otras dos, la primera rama de esta subdivisión incluyó a las longitudes de los cuernos uterinos, con encuentro a baja altura. La segunda rama de la subdivisión relacionó a la cantidad de folículos de los ovarios, con encuentro a 0.7 de altura.

La segunda rama de la primera división se fragmentó en otras dos ramas. La primera de éstas relacionó al espesor de la grasa dorsal con el peso vivo y en canal de la cerda. Los pesos: vivo y canal presentaron relación estrecha. La segunda rama se volvió a dividir en otras dos, la primera identificó la relación entre la población de productos en el cuerno derecho con cuerpos lúteos en ovario derecho. La segunda asoció los cuerpos lúteos del ovario izquierdo con la relación de la población fetal del cuerno izquierdo y el tamaño de la camada.

Cuadro 1. Estadísticos de las variables determinadas en los lechones	
Variable	**Promedio ± DE**
Peso del lechón (g)	190 ± 218
Longitud dorsal (cm)	12.3 ± 5.5
Perímetro torácico (cm)	10.7 ± 5.1
Peso placenta (g)	159 ± 91
Distancia a la unión útero-tubárica (cm)	96.9 ± 74.9
Distancia relativa a la longitud total del cuerno	0.427 ± 0.261

Figura 1. Coeficientes de correlación de Pearson (ángulo superior-derecho), diagramas de dispersión bidimensionales (ángulo inferior izquierdo) e histogramas (línea diagonal) de la relación entre las variables determinadas en los productos.

Cuadro 2. Estadísticos de las variables determinadas en las cerdas		
Variables	**n**	**Promedio ± DE**
Espesor de la grasa dorsal	50	2.58 ± 0.52
Peso vivo (kg)	87	146 ± 21
Peso en canal (kg)	87	112 ± 17
Longitud del cuerno izquierdo (cm)	100	215 ± 101
Longitud del cuerno derecho (cm)	100	220 ± 106
Lechones en el cuerno derecho	100	4.67 ± 2.01
Lechones en el cuerno izquierdo	100	5.08 ± 2.17
Folículos en el ovario derecho	100	4.68 ± 2.91
Folículos en el ovario izquierdo	100	5.07 ± 3.12
Cuerpos lúteos en el ovario derecho	100	6.15 ± 2.58
Cuerpos lúteos en el ovario izquierdo	100	6.89 ± 2.28
Tamaño de la camada	100	9.75 ± 3.60

Cuadro 3. Componentes principales en las variables de los lechones estudiados			
Variables	Componente		
	1	2	3
Peso	**0.936**	0.125	-0.030
Longitud dorsal	**0.946**	0.143	0.012
Perímetro torácico	**0.937**	0.117	0.008
Peso de la placenta	**0.807**	0.057	0.000
Distancia total	0.132	0.021	**0.918**
Distancia relativa	-0.138	-0.066	0.913
Peso vivo de la cerda	0.102	**0.972**	-0.010
Peso de la canal	0.174	**0.960**	-0.036
Las cifras en negritas identifican las variables con mayor peso en cada componente principal			

Figura 2. Diagrama de dispersión en tres dimensiones de la relación entre los componentes principales de las variables de cerdas y lechones

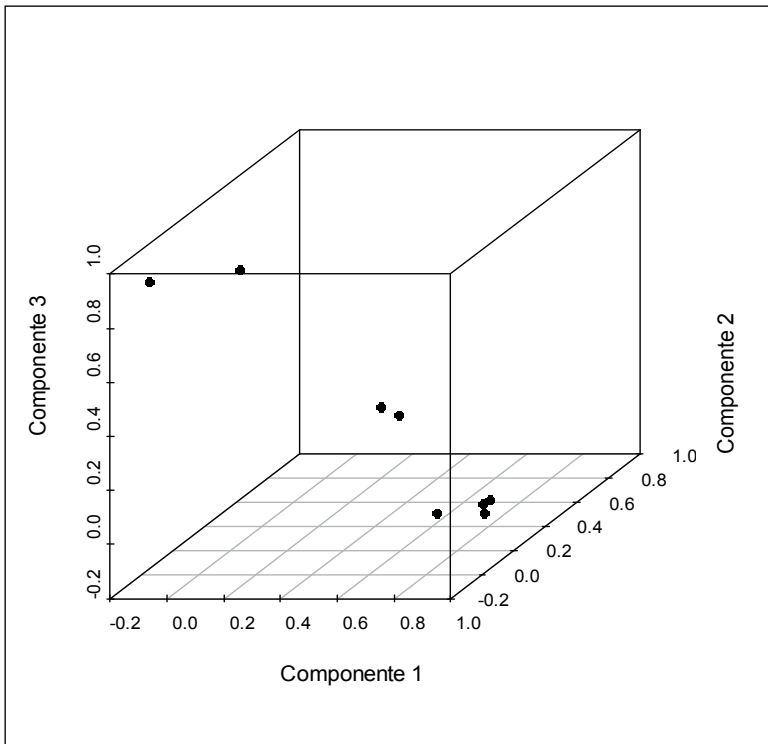



Figura 3. Dendograma del análisis por conglomerados de las variables de los productos

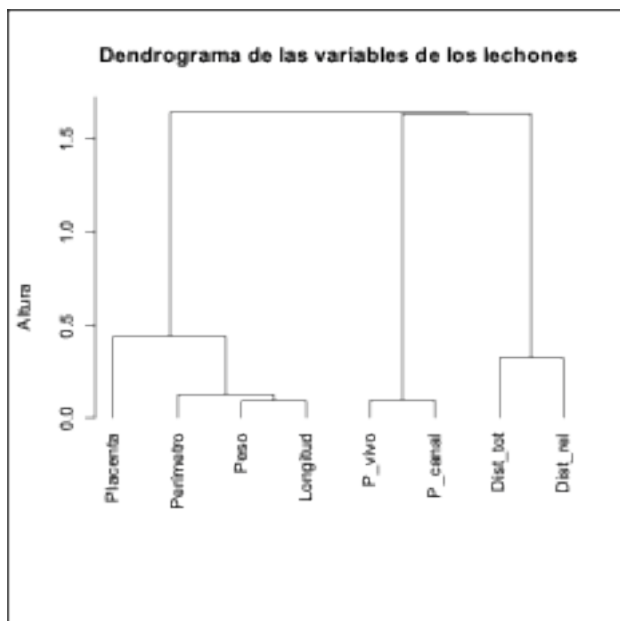
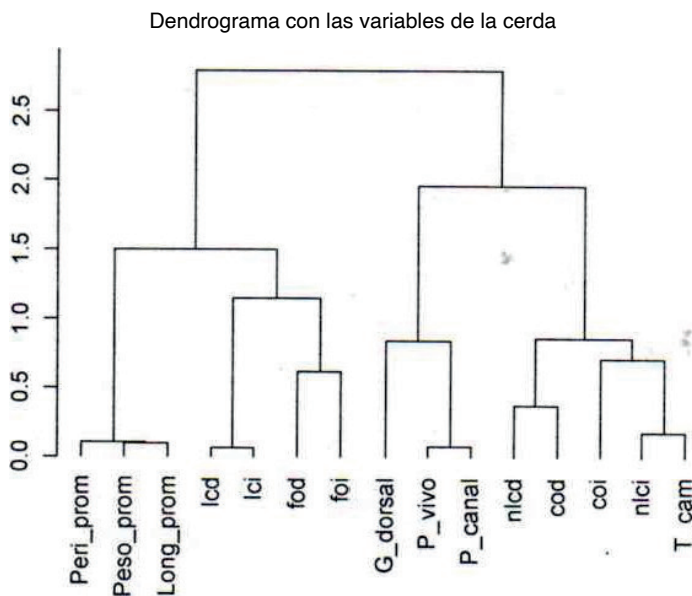



Figura 4. Dendograma del análisis por conglomerados de las variables de las cerdas

Peri_prom = promedio del perímetro torácico; Peso_prom = promedio del peso; Long_prom = promedio de la longitud dorsal; lcd = longitud del cuerno uterino derecho; lci = longitud del cuerno uterino izquierdo; fod = número de folículos en el ovario derecho;

foi = número de folículos en el ovario izquierdo; G_dorsal = espesor de la grasa dorsal de la cerda; P_vivo = peso vivo de la cerda; P_canal = peso de la canal de la cerda; nlcd = número de lechones en el cueerno derecho; cod = número de cuerpos lúteos en el ovario derecho; coi = número de cuerpos lúteos en el ovario izquierdo; nlci = número de lechones en el cuerno uterino izquierdo, y T_cam = tamaño de la camada.

Cuadro 4. Componentes principales en las variables de la cerda

	Componentes				
Variables	1	2	3	4	5
Grasa dorsal	-0.137	0.299	**0.618**	-0.249	-0.118
Peso vivo	0.101	-0.151	**0.884**	0.078	0.168
Peso en canal	0.133	-0.190	**0.911**	0.083	0.111
Longitud del cuerno derecho	0.576	0.398	0.053	0.373	0.407
Longitud del cuerno izquierdo	0.582	0.268	0.010	0.450	0.330
Numero de lechones del cuerno derecho	-0.122	**0.874**	-0.089	0.181	0.132
Numero de lechones del cuerno izquierdo	-0.107	0.172	-0.197	**0.867**	-0.024
Folículos del lado derecho	0.026	0.021	0.153	-0.115	**0.773**
Folículos del lado izquierdo	0.025	0.036	-0.014	0.037	**0.804**
Cuerpos lúteos del lado derecho	0.157	**0.825**	-0.002	0.137	-0.044
Cuerpos lúteos del lado izquierdo	-0.046	0.115	0.308	**0.678**	-0.111
Tamaño de la camada	-0.141	**0.634**	-0.177	**0.655**	0.065
Promedio del peso de los lechones	**0.941**	0.008	0.016	-0.149	-0.095
Promedio de la longitud dorsal de los lechones	**0.926**	-0.132	0.083	-0.097	-0.008
Promedio del perímetro torácico de los lechones	**0.937**	-0.016	0.023	-0.07	0.078

Las cifras en negritas identifican las variables con mayor peso en cada componente principal

DISCUSIÓN

Las cerdas estudiadas en el presente trabajo presentaron mayor población fetal (9.75) que las hembras (7.9) de un estudio realizado hace una década (Montoya-Gómez et al., 2002) por nuestro grupo de investigación, en animales procedentes de las mismas granjas. Pese a que en las hembras del presente trabajo se encontró menor incidencia de ovulaciones. El aumento de la población fetal se debió a mayor longitud de los cuernos uterinos. Por lo tanto, el incremento del tamaño del útero permitió aumentar la población fetal en las hembras del presente trabajo.

En la cerda, no se implantan todos los embriones, algunos se pierden antes de su adhesión. Las hembras del presente trabajo ovularon 13.04 ovocitos, menor incidencia que el trabajo realizado hace una década (Montoya-Gómez et al., 2002), y se encontraron 9.75 productos en útero. Esto significa que no sobrevivió el 25.2% de los embriones, porcentaje menor al encontrado por Montoya-Gómez et al. (2002). En algunos estudios se ha encontrado por lo menos del 33% de mortalidad embrionaria (Anderson, 2000; Wilson *et al*., 2000; Perry y Rowlands, 1962).

La supervivencia de los embriones se debe en parte a la capacidad de los cuernos uterinos para mantener los productos y llevarlos hasta el parto (Christenson *et al*., 1987). Esta capacidad se relaciona con el grado de elongación del embrión durante el reconocimiento materno de la gestación. Embriones con mayor elongación originan placentas, y por consiguiente productos, de mayor tamaño (Wilson *et al*., 1998; Wilson y Ford, 2000). En el presente trabajo se encontró elevada correlación entre las características zoométricas de los productos (peso, longitud y perímetro) y el peso de sus placentas; variables más importantes en el primer componente principal de las características de los productos. Por lo tanto, la capacidad del útero es inversamente proporcional al tamaño de las placentas y productos, así como directamente proporcional a su eficiencia placentaria (peso fetal/peso de placenta). Las razas con mayor eficiencia placentaria, como la Meshian, son más prolíficas; presentan menor grado de elongación de sus embriones, lo cual conduce a menor tamaño de sus placentas y productos; pueden mantener mayor población fetal en el espacio uterino disponible (Anderson *et al*., 1993; Ford y Youngs, 1993; Christenson, 1993; Ford, 1997; Wilson *et al*., 1998; Wilson y Ford, 2000).

La mayor longitud de los cuernos uterinos en las cerdas del presente trabajo, en comparación con las hembras del trabajo realizado hace una década (Montoya-Gómez et al., 2002), demuestra la eficiencia en la selección para incrementar el tamaño de la camada que se ha realizado en animales estudiados, como ha sucedido en otros lugares (McLaren y Bovey, 1992; Distl, 2007).

Los dendogramas muestran cómo las variables de los productos se disocian en distintas ramas para formar clases, hasta quedar las variables individuales. Las variables presentan mayor asociación conforme aumenta la proximidad de sus ramas y su separación

se realiza a menor altura. Por lo tanto, el recorrido de encuentro para dos variables será más corto conforme se incremente su proximidad. La altura se cuantifica en unidades de la correlación lineal de Pearson, con 2 (entre -1 y +1) como valor máximo. En el dendrograma de los productos, el árbol se dividió en dos ramas. Una relacionó el peso de la placenta (Placenta) con las variables zoométricas de los productos (perímetro, peso y longitud). Entre las variables zoométricas, peso y longitud presentaron mayor afinidad, de hecho, el coeficiente de correlación fue de 0.91. Ligera menor asociación se localizó entre el peso y longitud con el perímetro torácico, lo cual se puede corroborar con los respectivos coeficientes de correlación y los valores del primer componente principal de las variables de la cerda. Estos resultados coinciden con estudios realizados en otras especies (Petrocelli-Rodríguez *et al.*, 2006). La relación entre perímetro torácico con las otras dos variables (peso y longitud) indica que el desarrollo de los productos es parecido al crecimiento de los lechones, con buena relación, hasta el grado que se pueden determinar el peso a partir del perímetro torácico.

El peso de la placenta se asoció con el perímetro (r = 0.67), longitud (r = 0.67) y peso (r = 0.66) de los productos; esta asociación en el dendograma registró una altura ligeramente inferior a 0.5, y se identificó como las variables más importantes del primer componente principal en las características de los productos. La estructura y densidad de la vasculatura placentaria, y por consiguiente su peso, se relacionan con el peso de los productos; placentas con mayor vasculatura presentan mayor flujo sanguíneo y en consecuencia más transferencia de nutrientes (Pére y Etienne, 2000), lo que conduce a mayor crecimiento fetal. Estos vasos sanguíneos alcanzan su mayor desarrollo en el período precedente al máximo crecimiento del producto (Knight et al., 1977; Wu et al., 2005).

La segunda rama del dendograma de los productos asoció estrechamente el peso vivo de las cerdas con su peso en canal, también las identificó como variables de mayor peso en el segundo componente principal en las características de los productos. Esta asociación es evidente, la única diferencia entre el peso vivo y en canal de la cerda es la presencia en el primero o ausencia en el segundo de las viseras del animal. La segunda rama del dendograma citado también relacionó la distancia total con la distancia relativa entre implantación fetal y unión útero-tubárica, así mismo fueron las variables identificadas con mayor peso en el tercer componente principal en las características de los productos.

Se identificó baja asociación entre los dos grupos de variables pertenecientes a la segunda rama en el dendograma de los productos. Esta baja asociación indica baja influencia del peso de la cerda sobre la implantación de los productos. Lo cual se debe a que su efecto no es directo, se realiza mediante a la participación de factores intermedios. El peso vivo de la cerda, por consiguiente, su nutrición, puede influir en la incidencia de ovulaciones (Aherne y Williams, 1992), y ésta sobre el momento de la fertilización y por consiguiente sobre el lugar de implantación de los productos. Los embriones que se forman

al principio del proceso de fertilización generalmente se implantan en los tercios cercano a la unión útero-tubárica o en el tercio medio de los cuernos uterinos. Los embriones procedentes de la parte final del proceso de fertilización, si sobreviven, se implantan por lo regular en el tercio del cuerno uterino alejado de la unión útero-tubárica o sea el cercano al cuerpo del útero (Montoya-Gómez et al., 2002; Dziuk, 1991). Por lo tanto, en la implantación intervienen factores intermedios entre peso de la cerda y lugar de implantación de los productos.

En el dendograma con las variables de la cerda, asoció sus características nutricionales (peso vivo y peso en canal) con la grasa dorsal, también fueron las de mayor peso en el tercer componente principal en las variables de la cerda, lo cual resulta evidente; el peso vivo y la grasa dorsal dependen de la nutrición, y en el caso de las cerdas del presente trabajo, se estudiaron durante la gestación, lo cual indica que se encontraban en estado nutricional adecuado para la reproducción. Las cerdas disminuyen de peso y reduce la grasa dorsal durante la lactancia (Quesnel et al., 1998a), particularmente en las mantenidas con restricción alimenticia (Armstrog et al., 1986; Zak et al., 1997), presentan movilización de grasa para atender la producción de leche (Zak et al., 1997, 1998; Koketsu et al., 1998; Quesnel et al., 1998a).

El dendograma con las variables de la cerda también asoció estrechamente la cantidad de cuerpos lúteos en el ovario derecho (lo que equivale a la incidencia de ovulaciones) con la población fetal del cuerno derecho. Esto significa que la mayoría de los embriones procedentes del oviducto derecho se implantan en el cuerno del mismo lado. Menor asociación que la anterior, pero con buen nivel, se encontró la incidencia de ovulaciones en el ovario izquierdo y la población fetal en el cuerno izquierdo. Lo cual sugiere mayor frecuencia la mortalidad embrionaria en el lado izquierdo que en el derecho del aparato genital y se puede comprobar con la diferencia entre la cantidad de cuerpos lúteos con la población fetal en cada lado del aparato genital, lo que equivale a la mortalidad embrionaria; 1.48 y 1.81 en los lados derecho e izquierdo, respectivamente. Además, a esto también se debió la elevada relación entre la población fetal en el cuerno uterino izquierdo y tamaño de la camada. El valor para tamaño de la camada fue mayor en el cuarto que en el segundo componente principal en las variables de la cerda. El cuerno uterino izquierdo presentó mayor población fetal con menor longitud que el cuerno uterino derecho. Por lo tanto, el factor limitante para la supervivencia embrionaria y fetal fue la capacidad de cuerno uterino izquierdo.

La baja asociación entre los cuerpos lúteos del ovario derecho con los productos en el cuerno izquierdo, y viceversa, indica que se realiza con poca frecuencia la migración transuterina. Según los estudios realizados por Dhindsa et al. (1967), los embriones al llegar al útero, permanecen algunos días en el tercio del cuerno uterino cercano a la unión útero-tubal; en seguida, los que no han encontrado lugar para su implantación, con movimientos muy lentos se dirigen hacia el tercio medio, tercio unido al cuerpo de útero

y finalmente cuerpo del útero. Los embriones que en este trayecto no han localizado sitio apropiado para su adhesión, se pueden trasladar al cuerno uterino contralateral al oviducto donde iniciaron su desarrollo para localizar el lugar adecuado para su implantación. De acuerdo a los resultados del presente trabajo, se realiza con poca frecuencia la migración transuterina.

Las características nutricionales de la cerda presentaron buena relación con la incidencia de ovulaciones y población fetal. El nivel nutricional de la cerda se relaciona con el reclutamiento y selección folicular, y se realiza por medio de la secreción de GnRH y por consiguiente FSH y LH (Tokach et al., 1992). Las cerdas con mayor concentración circulante de FSH en la parte media y final de la fase lútea, presentan mayor incidencia de ovulaciones (Shaw y Foxcroft, 1985; Knox et al., 2003). El nivel nutricional probablemente se relacione con la secreción de FSH (Kauffold et al., 2008). El efecto también puede ser sobre la síntesis de receptores foliculares para IGF-I (Matamoros et al., 1991); la cual, a su vez, incrementa los receptores foliculares para FSH y como consecuencia su acción en el desarrollo folicular (Guthrie, 2005). Deficiencias en la nutrición conducen a la reducción en la concentración de insulina e IGF-I (Quesnel, 2009). Las cerdas con deficiencias nutricionales presentan menor secreción pulsátil de LH (Koketsu et al., 1998; Quesnel et al., 1998b), lo cual conduce a menor reclutamiento y selección folicular y por consiguiente menor incidencia de ovulaciones (Zak et al., 1997; van der Brand et al., 2000).

El incremento en el consumo de alimento en los primeros estadios de la gestación, conllevan al aumento del tamaño de la camada, lo que en este trabajo se determinó como población fetal. Las cerdas mejor alimentadas al principio de la preñez presentan mayor secreción de LH (Peltoniemi et al., 1997; Virolainen et al., 2004); la cual a su vez estimula los cuerpos lúteos para la producción de progesterona (Peltoniemi et al., 1995; Tast et al., 2000). Además, mayor nivel nutricional durante este período incrementa de la secreción de GH e IGF-I (De et al., 2009). Se ha encontrado correlación positiva entre la concentración de IGF-I un día después de la ovulación y el incremento en el nivel de progesterona (Langendijk et al., 2008). Por lo tanto, el aumento en el consumo de alimento conduce al incremento en la supervivencia embrionaria por medio del aumento en la concentración circulante de progesterona.

Cerdas con mayor nivel nutricional, debido a la disponibilidad de micronutrietes como ácido fólico (Matte et al., 1996) y arginina (Wu et al., 2004, 2009), también presentan mayor desarrollo placentario y, a su vez, mayor eficiencia placentaria y aumento en el tamaño de la camada (Ramaekers et al., 2006).

CONCLUSIONES

Las cerdas del presente trabajo ovularon 13.04 ovocitos y 9.75 de población fetal, lo cual indica 74.8% de sobrevivencia embrionaria. Además, elevada correlación entre las medidas zoométricas de los productos y el peso de sus placentas. El análisis de componentes principales de los productos consideró 3 componentes, las variables con mayor peso en cada uno fueron las siguientes: a) peso, longitud y perímetro torácico de los productos, y peso de la placenta, b) peso vivo y en canal de la cerda, y c) distancia total y relativa de implantación de los productos. El dendograma con las variables de los productos relacionó por un lado las variables zoométricas de los productos, y por otro los pesos vivos y en canal con la distancia de implantación de los productos con relación a la unión útero-tubárica. El análisis de componentes principales con las variables de la cerda consideró 5 componentes, las siguientes variables fueron las de mayor peso en cada uno: a) peso, longitud y perímetro torácico de los productos, b) población de productos en cuerno derecho, cuerpos lúteos en ovario derecho y tamaño de la camada, c) peso vivo y en canal, así como espesor de la grasa dorsal en la cerda, d) población de productos en cuerno izquierdo, cuerpos lúteos en cuerno izquierdo y tamaño de la camada, y e) cantidad de folículos en los ovarios.

LITERATURA CITADA

Aherne FX, Williams IH. Nutrition for optimizing breeding herd performance. Vet Clin Norh Am Food Anim Pract 1992; 8: 589-608.

Allen WR. The immunological measurement of pregnant mare serum gonadotrophin. J Endocrinol 1969; 43: 593-598.

Anderson LH, Christenson LK, Christenson RK, Ford SP. Investigations into the control of litter size in swine: II. Comparisons of morphological and functional embryonic diversity between Chinese and American breeds. J Anim Sci 1993; 71: 1566-1571.

Anderson LL. Growth, protein content and distribution of early pig embryos. Anat Rec 1978; 190: 143-153.

Anderson LL. Pigs. In: Hafez B, Hafez ESE. Reproduction in farm animals. USA: Lippincott Williams & Wilkins Inc, 2000.

Anderson LL. Pigs. In: Reproduction in Farm Animals. Edited by: Hafez ESE, 5th ed. Philadelphia: LEA and Febiger 1987: 324-344.

Armstrong JD, Britt JH, Kraeling RR. Effect of restriction of energy during lactation on body condition, energy metabolism, endocrine changes and reproductive performance in primiparous sows. J Anim Sci 1986; 63: 1915-1925.

Azhar S, Menon KMJ. Recpeto-mediated gonadotropin action in the ovary. Rat luteal cells preferentially utilize and are acutely dependent upon the plasma lipoprotein-supplied sterols in gonadotropin-stimulated steroid production. J Biol Chem 1981; 256: 5648-6555.

Bates RO, Day BN, Brito JH, Clark LK, Brauer MA. Reproductive performance of sows treated with a combination of pregnant mare's gonadotropin and human chorionic gonadotropin at weaning in the summer. J Anim Sci 1991; 69: 894-898.

Bauer E, Metzler-Zebeli BU, Verstegen NW, Monsenthin R. Intestine gene expression in pigs: effects of reduced feed intake during weaning and potential impact of dietary components. Nut Res Rev 2011; 24; 155-175.

Bazer FW, Burghardt RC, Johnson GA, Spencer TE, Wu G. Interferons and progesterone for establishment and maintenance of pregnancy: interaction among novel cell signaling pathways. Reprod Biol 2008; 8: 179-211.

Bazer FW, Geisert RD, Zavy MT. Fertilization, cleavage and implantation. In: Reproduction in Farm Animals. Edited by: Hafez ESE, 5th ed. Philadelphia: LEA and Febiger 1987: 210-228.

Bazer FW, Marengo SR, Geisert RD, Thatcher WW. Exocrine versus endocrine secretion of prostaglandin F2a in the control of pregnancy in swine. Anim Reprod Sci 1984; 7: 115-132.

Bazer FW, Thatcher WW, Martinat-Botte F, Terqui M. Conceptus development in Large White and prolific Chinese Meishan pigs. J Reprod Fertil 1988; 84: 37-42.

Bazer FW, Thatcher WW. Theory of maternal recognition of pregnancy in swine based on estrogen controlled endocrine versus exocrine of prostaglandin F_{2a} by the uterine endometrium. Prostaglandins 1977; 14: 397-401.

Beaulieu AD, Aalhus JL, Williams NH, Patience JF. Impact of piglet birth weight, birth order, and litter size on subsequent growth performance, carcass quality, muscle composition, and eating quality of pork. J Amin Sci 2010; 88: 2767-2778.

Bedford JM. Fertilization. In: Germ Cells and Fertilization. Edited by: Austin CR, Short RV. Second ed. Cambridge: Cambridge University Press 1982; 120-163.

Bérard J, Pardo CE Béthaz S, Kreuzer M, Bee G. Intrauterine crowding decreases average birth weight and affects muscle fiber hyperplasia in piglets. J Anim Sci 2010; 88: 3242-3250.

Bernard J, Kreuzer M, Bee G. Effect of dietary arginine supplementation to sows on litter size, fetal weight and myogenesis at d 75 of gestation. J Anim Sci 87 (E Suppl 3): 30.

Biensen NJ, Wilson ME, Ford SP. Differential mechanisms regulating Meishan (M) and Yorkshire (Y) fetal growth. J Amin Sci Suppl 1 1996; 74: 215.

Biensen NJ, Wilson ME, Ford SP. The impact of either a Meishan or Yorkshire uterus on Meishan or Yorkshire fetal and placental development to days 70, 90, and 110 of gestation. J Anim Sci 1998; 76: 2169-2176.

Black JL, Erickson BH. Oogenesis and ovarian development in the prenatal pig. Anat Rec 1968; 161: 45-55.

Blair RM, Geisert RD, Zavy MT, Short EC, Fulton RW, Yellin T. Endometrial morphological and secretory alterations associated with embryonic mortality in gilts administered estradiol valerate on Days 9 to 10 of gestation. Biol Reprod 1991; 44: 1063-1079.

Bracken CJ, Radcliff RP, McCormack BL, Keisler DH, Lucy MC. Decreased follicular size during late lactation caused by treatment with charcoal-treated follicular fluid delays onset of estrus and ovulation after weaning in sows. J Anim Sci 2006; 84: 2110-2117.

Britt JH, Day BN, Webel SK, Brauer MA. Induction of fertile estrus in prepuberal gilts by treatment with a combination of pregnant mare's serum gonadotropin and human chorionic gonadotropin. J Anim Sci 1989; 67: 1148-1153.

Britt JH. Improving sow productivity through management during gestation, lactation and after weaning. J Anim Sci 1986; 63: 1288-1296.

Brown RW, Hungerford JW, Greenwool PE, Bloor RJ, Evans DF, Tsonis CG, Forage RG. Immunization against recombinant bovine inhibin alpha subunit causes increased ovulation rate in gilts. J Reprod Fertil 1990; 90: 199-205.

Bruno Bracco, Donatelli, Diego Feitosa Lea. Altrenogest during early pregnancy modulates uterine glandular epithelium and endometrial growth factor expression at the time implantation in pigs Anim Reprod 2021 1-11

Burghardt RC, Bowen JA, Newton GR, Bazer FW. Extracellular matrix and the implantation cascade in pigs. J Reprod Fertil Suppl 1997; 52: 151-164.

Burns KH, Matzuk MM. Minireview: Genetic models for the study of gonadotropin actions. Endocrinology 2002; 143: 2823-2835.

Byskov AG. Primordial germ cells and regulation of meiosis. In: Austin CR, Short RV. Germ cells and fertilization. Cambridge: Cambridge University Press, 1982: 1-16.

Cárdenas H, Herric JR, Pope WF. Increased ovulation rate in gilts treated with dihidrotestosterone. Reproduction 2002; 123: 527-533.

Cárdenas H, Pope WF. Administration of testosterone during the follicular phase increased the number of corpora lutea in gilts. J Anim Sci 1994; 72: 2930-2935.

Cárdenas H, Pope WF. Androgen receptor and follicle-stimulating hormone receptor in the pig ovaries during follicular phase of the estrous cycle. Mol Reprod Develop 2002; 62: 92-98.

Cardenas H, Trout WE, Simmen RC, Pope WF. Short-term effects of exogenous estradiol 17b on blastocyst development during the period of elongation in swine. Anim Reprod Sci 1997; 47: 123-135.

Chan WK, Tann CH. FSH-induced aromatase activity in porcine granulosa cells: non competitive inhibition by non-aromatizable androgens. J Endocrinol 1986; 108: 335-341.

Chavent Marie, Kuentz Vanessa, Liquet Benoit and Saracco Jerome (2011) Clust of Var: Clustering of variables. R package version 0.6. http:// CRAN.R-projet.org/package=Clust of Var.

Cheng PL. A highly prolific pig breed of China-the Taihu pig. Pig News Inf 1983; 4: 407-416.

Christenson RK, Leymaster KA, Young LD. Justification of unilateral hysterectomy-ovareictomy as a model to evaluate uterine capacity in swine. J Anim Sci 1987; 65: 738-744.

Christenson RK. Ovulation rate and embryonic survival in Chinese Meishan and White crossbred pigs. J Anim Sci 1993; 71: 3060-3066.

Christianson WT. Stillbirts, mummies, abortions and early embryonic death. Vet Clin N Amer Food Anim Pract 1992; 8: 623-639.

Clark JR, Brazier SG, Wiginton LM, Stevenson GR, Tribble LF. Time of ovarian follicle selection during the porcine estrous cycle. Theriogenology 1982; 18: 697-709.

Clark JR, First NL, Champman AB, Casida LE. Ovarian follicular development during the estrous cycle in gilts following electocautery of follicles. J Anim Sci 1975; 41: 1105-1111.

Clarke IJ. The GnRH/gonadotropin axis in the ewe, cow and sow. Domest Anim Endocrinol 1989; 6: 1-14.

Coleman DA, Fleming MW, Dailey RA. Factors affecting ovarian compensation after unilateral ovariectomy in gilts. J Anim Sci 1984; 59: 170-176.

Cox NM, Control of follicular development and ovulation rate in pigs. J Reprod Fertil 1997; 52 (Suppl): 31-46.

Dailey RA, Clark JR, Staigmiller RB, First NL, Chapman AB, Casida LE. Growth of new follicles following electocautery in four genetic groups of swine. J Anim Sci 1976; 43: 175-183.

Dalin AM, Nanda T, Hultén F, Einansson S. Ovarian activity at naturally attained oestrus in the sow. An ultrasonography and LH study. Acta Vet Scand 1995; 36: 377-382.

Dantzer V. Electron microscopy of the initial stage of placentation in the pig. Anat Embryol 1985; 172: 285-293.

De Renis F, Beneditti S, Silva P, Kirkwood RN. Fertility of sows following artificial insemination at a gonadotrophin-induced estrus coincident with weaning. Anim Reprod Sci 2003; 76: 245-250.

De Rensis F, Saleri R, Tummaruk P, Techakumhu M, Kirkwood RN. Prostaglandin F2a and control of reproduction in female swine: a review. Theriogenology 2012; 77: 1-11.

De W, Ai-Rong Z, Yan L, Sheng-Yu X, Hai-Yan G, Yong Z. Effect of feeding allowance level on embryonic survival, IGF-I, insulin, GH, leptin and progesterone secretion in early pregnancy gilts. J Anim Physiol Anim Mutr (Berl) 2009; 93: 577-585.

Dhindsa DS, Dziuk PJ, Norton HW. Time of transuterine migration and distribution of embryos in the pig. Anat Rec 1967; 159: 325-330.

Dierich A, Sairam MR, Monaco L, Fimia GM, Gunsmuller A, LeMeur M, Sassoni-Corsi P. Imparing follicle-stimulating hormone (FSH) signaling in vivo: targeted disruption of the FSH receptor leads to aberrant gametogenesis and hormonal imbalance. Proc Natl Acad Sci USA 1998; 95: 13612-13617.

Distl O. Mechanisms of regulation of litter size in pigs on the genome level. Reprod Domest Anim 2007; 42 (Suppl 2): 10-16.

Driancourt MA, Locatelli A, Prunier A. Effects of gonadotrophin deprivation on follicular growth in gilts. Reprod Nutr Dev 1995; 35: 663-673.

Dziuk PJ, Baker RD. Induction and control of ovulation in swine. J Anim Sci 1962; 21: 697-699.

Dziuk PJ. Effects of migration, distribution and spacing of pig embryos on pregnancy and fetal survival. J Reprod Fertil Suppl 1985; 33: 57-63.

Dziuk PJ. Reproduction in pigs. In: Cupps PT. Reproduction in Domestic Animals. San Diego, Cal: Academic Press, 1991: 471-515.

Edgerton LA, Kaminski MA, Silvia WJ. Changes in uterine secretion of prostaglandin F_{2a} in response to oxytocin during the estrus cycle, early pregnancy and estrogen-induced pseudopregnancy in swine. Biol Reprod 1996; 55: 657-662.

Estienne MJ, Hartsock TG. Effect of exogenous gonadotropins on the weaning-to-estrus interval in sows. Theriogenology 1998; 49: 823-828.

Fenton FR, Schwartz FL, Bazer FW, Robinson OW, Ulberg LC. Stage of gestation when uterine capacity limits embryo survival in gilts. J Anim Sci 1972; 35: 383-388.

Ferguson EM, Ashworth CJ, Edwards SA, Hawkins N, Hepbunr N, Hunter MG. Effect of different nutritional regimens before ovulation on plasma concentration of metabolic and reproductive hormones and oocyte maturation in gilts. Reproduction 2003; 126: 61-71.

Flowers B, Cantley TC, Martin MJ, Day BN. Episodic secretion of gonadotropins and ovarian steroid in jugular and utero-ovarian vein plasma during follicular phase of the oestrous cycle in gilts. J Reprod Fertil 1991; 91: 101-112.

Ford SP, Chistenson RK, Ford JJ. Uterine blood flow and uterine arterial, venous and luminal concentrations of estrogens on days 11, 13 and 15 after oestrus in pregnant and non-pregnant sows. J Reprod Fertil 1982; 64: 185-190.

Ford SP, Youngs CR. Early embryonic development in prolific Meishan pigs. J Reprod Fertil Suppl 1993; 48: 271-278.

Ford SP. Embryonic and fetal development in different genotypes in pigs. J Reprod Fertil Suppl 1997; 52: 165-176.

Fortune JE, Sirois J, Turzillo AW, Laver M. Follicle selection in domestic ruminants. J Reprod Fertil Suppl 1991; 43: 187-198.

Fortune JE. Ovarian follicular growth and development in mammals. Biol Reprod 1994; 50: 225-232.

Foxcroft GR, Hunter MG. Basic physiology of follicular maturation in the pig. J Reprod Fertil Suppl 1985; 33: 1-19.

Foxcroft GR, Shaw HJ, Hunter MG, Boot PJ, Lancaster RT. Relationship between luteinizing hormone, follicle stimulating hormone and prolactin secretion and ovarian follicular development in the weaned sow. Biol Reprod 1987; 36: 175-191.

Frank M, Bazar FW, Thatcher WW, Wilcox CJ. A study of prostaglandin F_{2a} as luteolysin in pigs: IV. As explanation for the luteotropic effect of estradiol. Prostaglandins 1978; 15: 151-160.

Frank M, Bazer FW, Thatcher WW, Wilcox CJ. A study of prostaglandin F_{2a} as the luteolysin in swine: III. Effects of estradiol valerate on prostaglandin F, progestins, strone abd estradiol concentrations in the utero-ovarian vein of nonpregnant gilts. Prostaglandins 1977; 14: 1183-1196.

Galvin JM. Wilmout I, Day BN, Ritchie M, Thomson M, Haley CS. Reproductive performance in relation to uterine and embryonic traits during early gestation in Meishan, Large White and crossbred sows. J Reprod Fertil 1993; 98: 377-384.

Geisert RD, Brookbabk JW, Roberts RM, Bazer FW. Establishment of pregnancy in the pig: II. Cellular remodeling of the porcine blastocyst during elongation on day 12 of pregnancy. Biol Reprod 1982b; 27: 941-955.

Geisert RD, Morgan GL, Zavy MT, Blair RM, Gries LK, Cox A, Yellin T. Effect of asynchronous transfer an estrogen administration on survival and development of porcine embryos. J Reprod Fertil 1991; 93: 475-481.

Geisert RD, Renegar RH, Thatcher WW, Roberts RM, Bazer FW. Establishment of pregnancy in the pig: I. Interrelationships between preimplantation development of the pig blastocyst and uterine endometrial secretions. Biol Reprod 1982a; 27: 925-939.

Geisert RD, Thatcher WW, Roberts RM, Bazer RM. Establishment of pregnancy in the pig. III. Endometrial secretory response of estradiol valerate administered on day 11 of the estrous cycle. Biol Reprod 1982c; 27: 957-965.

Geisert RD, Zavy MT, Moffatt RJ, Blair RM, Yellin T. Embryonic steroids and the establishment of pregnancy. J Reprod Fertil 1990 (Suppl); 40: 293-305.

Grant SA, Hunter MG, Foxcroft GR. Morphological and biochemical characteristics during ovarian follicular development in the pig. J Reprod Fertil 1989; 86: 171-183.

Greenwald GS, Roy SK. Follicular development and its control. In: Kobil E, Neil JD, editors. The Physiology of Reproduction. New York: Raven Press, 1994: 629-724.

Gross TS, Lacroix MC, Bazer FW, Thatcher WW, Harney JP. Prostaglandin secretion by perifused porcine endometrium: further evidence for an endocrine versus exocrine secretion of prostaglandins. Prostaglandins 1988; 35: 327-341.

Guthrie HD, Bolt DJ, Cooper BS. Changes in follicular estradiol-17b, progesterone and inhibin immunoactivity in healthy and atretic follicles during preovulatory maturation in the pig. Domest Anim Endocrinol 1993; 10: 127-140.

Guthrie HD, Bolt DJ, Kiracofe GH, Miller KF. Effect of charcoal-extracted porcine follicular fluid and 17-b estradiol on follicular growth and plasma gonadotropins in gilts fed a progesterone agonist, alternogest. J Anim Sci 1987; 64: 816-826.

Guthrie HD, Bolt DJ, Kiracofe GH, Miller KF. Ovarian response to injection of charcoal-extracted porcine follicular fluid and porcine stimulating hormone in gilts fed a progesterone agonist (Alternogest). Biol Repord 1988; 38: 750-755.

Guthrie HD, Bolt DJ. Changes in plasma follicle-stimulating hormone, luteinizing hormone, estrogen and progesterone during growth of ovulatory follicles in the pig. Domest Anim Endocrinol 1990; 7: 83-91.

Guthrie HD, Bolt DJ. Changes of plasma estrogen, luteinizing hormone, follicle-stimulating hormone and 13,14-dihydo-15-keto-prostaglandin F_{2a} during blockade of luteolysis in pigs after human chorinonic gonadotropin treatment. J Anim Sci 1983; 57: 993-1000.

Guthrie HD, Cooper BS. Follicular atresia, follicular fluid hormones, and circulating hormones during the midluteal phase of the estrous cycle in pigs. Biol Repord 1996; 55: 543-547.

Guthrie HD, Grimes RW, Cooper BS, Hammond JM. Follicular atesia in pigs: measurement and physiology. J Amin Sci 1995; 73: 2834-2844.

Guthrie HD, Hendricks DM, Handlin DL. Plasma hormone levels and fertility in pigs induced to superovulate with PMSG. J Reprod Fertil 1974; 41: 361-370.

Guthrie HD, Pursel VG, Wall RJ. Porcine follicle-stimulation hormone treatment of gilts during an altrenogest-synchronized follicular phase: effects on follicle growth, hormone secretion, ovulation and fertilization. J Anim Sci 1997; 75: 3246-3254.

Guthrie HD, Rexroad CE Jr. Endometrial prostaglandin F release in vitro and plasma 13,14-dihydro-15-Keto-prostaglandin F_{2a} in pigs with luteolisis blocked by pregnancy, E_2 benzoate or human chorionic gonadotropin. J Anim Sci 1981; 52: 330-339.

Guthrie HD. The follicular phase in pigs: follicle populations, circulating hormones, follicle factors and oocytes. J Anim Sci 2005; 83: E79-E89.

H. Mesa, K. M. Cammack, T. J. Safranski, J. A. Green, and W. R. Lamberson. Selection for placental efficiency in swine: Conceptus development Division of Animal Sciences, University of Missouri, Columbia 2015 90:4217–4222

Haley CS, Lee GS. Genetic basis of prolificacy in Meishan pigs. J Reprod Fertil Suppl 1993; 48: 247-259.

Hall PF. Role of cytochromes P450 in the biosynthesis of steroid hormones. Vitam Horm 1985; 42: 315-368.

Hansel W, Concannon PW, Lukaszewska JH. Corpora lutea of the large domestic animals. Biol Reprod 1973; 8: 222-245.

Harper MJK. Sperm and egg transport. In: Germ Cells and Fertilization. Edited by: Austin CR, Short RV. Second ed. Cambridge: Cambridge University Press 1982: 102-127.

Hasegawa Y, Miyamoto K, Iwamura S, Igarashi M. Changes in serum concentration of inhibin in cyclic pigs. J Endocrinol 1988; 118: 211-219.

Heap RB, Flint APF. Pregnancy. In: Austin CR, Short RV. Hormonal Control of Reproduction. Cambridge: Cambridge University Press, 1984: 153-194.

Hunter MG, Faillace LS, Picton HM. Imtrautrine and peripheral steroid concentrations and conceptus development in Meishan and Large White hybrid gilts. Reprod Fertil Dev 1994; 6: 783-789.

Hunter RHF, Biggs C, Faillance LS, Picton HM. Current concepts of folliculogenesis in monovular and polyovular species. J Reprod Fertil Suppl 1992; 45: 21-38.

Hunter RHF, Picton HM, Biggs C, Mann GE, McNelly AS, Foxcroft GR. Preovulatory endocrinology in high ovulating Meishan sows. J Endocrinol 1996; 150: 141-147.

Hunter RHF. Ovarian follicular responsiveness and oocyte quality after gonadotrophic stimulation in mature pigs. Ann Biol Biochem Biophys 1979; 5: 1511-1520.

Hunter RHF. Physiology and Technoology of Reproduction in Female Domestic Animals. London: Academic Press, 1980.

Jainudeen MR, Hafez ESE. Gestation, perinatal physiology and parturition. In: Reproduction in Farm Animals. Edited by: Hafez ESE, 5th ed. Philadelphia: LEA and Febiger 1987: 229-259.

Jefcoate CR, McNamara BC, Artemenko I, Yamazaki T. Regulation of cholesterol movement to mitochondrial cytochrome P450scc in steroid hormone synthesis. J Steroid Biochem Mol Biol 1992; 43: 751-767.

Johnson RK, Nielsen MK, Casey DS. Responses in ovulation rate, embryonic survival, and litter traits in swine to 14 generations of selection to increased litter size. J Anim Sci 1999; 77: 541-557.

Ka H, Jaeger LA, Johnson GA, Spencer TE, Bazer FW. Keratinocyte growth factor is up-regulated by estrogen in the porcine uterine endometrium and functions in trophoectoderm cell proliferation and differentiation. Endocrinology 2001; 142: 2303-2310.

Kaijie Yang, JueWang Integrated Analysis of miRNA-mRNA Network Reveals Different Regulatory Patterns in the Endometrium of Meishan and Duroc Sows duringMid-Late Gestation Department of Animal Genetics and Breeding 2020 1-19

Kaminski M, Ford SP, Conley AJ. Differences in the expression of cytochromes P450 17a-hydroxylase and aromatase in Meishan and Yorkshire conceptuses at days 10.5-14.0 of gestation. J Reprod Fertil 1997; 111: 213-219.

Katie L. Bidne, Matthew R. Romoser Heat stress during the luteal phase decreases luteal size but does not affect circulating progesterone in gilts Journal of Animal Science, 2019, 4314–4322

Kauffold J, Gottschalk J, Schneider F, Beynon N, Wähner M. Effect of feeding level during lactation of FSH and LH secretion patterns, and follicular development in primiparous sows. Reprod Domest Anim 2008; 43: 234-238.

Kejun Wong, kaije Yang, Qiao Xu, Yufang Liu, Wenting Li Protein expression profiles in Meishan and Duroc sows during mid –gestation reveal differences affecting uterine capacity endometrial receptivity and the maternal fetal interface. Wang et al. BMC Genomics 2019 20:991

Kelly CR, Socha TE, Zimmerman DR. Characterization of gonadotropic and ovarian steroids hormones during the periovulatory period in high ovulating select and control line gilts. J Anim Sci 1988; 66: 1462-1474.

Kemp B, Soede NM, Langendijk P. Effects of boar contact and housing condition on estus expression in sows. Theriogenology 2005; 63: 643-656.

Kieborz KR, Silvia WJ, Edjerton LA. Changes in uterine secretion of prostaglandin F_{2a} and luteal secretion of progesterone in response of oxytocin during the porcine estrus cycle. Biol Repord 1991; 45: 950-954.

Kim SW, Mateo RD, Yin Y-L, Wu G. Functional animo acids and fatty acids for enhancing production performance of sows and piglets. Asian-Aust J Anim Sci 2007; 20: 295-306.

Kim SW, Wu G, Baker DH. Amino acid nutrition of breeding sows during gestation and lactation. Pigs News Inform 2005; 26: N89-99.

King BF, Britt JH, Esbenshade KL, Flowers WL, Sesti LAC, Martin TL, Ireland JJ. Ovulatory and endocrine responses after active immunization of gilts against a synthetic fragment of bovine inhibin. J Anim Sci 1993; 71: 975-982.

King GJ, Atkinson A, Robertson HA. Implantation and early placentation in domestic ungulates. J Reprod Fertil 1982; 31 (Suppl): 17-30.

King RH, Killeen ID, Vercoe J. Efficacy of exogenous gonadotrophic hormones to induce estrus in anestrus gilts. Theriogenology 1990; 34: 761-768.

Kirkwood RN, Aherne FX, Foxcroft GR. Effect of gonadotropin at weaning on reproductive performance of primiparous sows. Swine Health Prod 1998; 6: 51-55.

Klemcke HG, Lunstra DD, Brown-Borg HM, Borg KE, Christenson RK. Association between low birth weight and increased adrenocortical function in neonatal pig. J Anim Sci 1993; 71: 1010-1018.

Knight JW, Bazer FW, Thatcher WW, Frank DE, Wallace HD. Conceptus development in intact and unilaterally hysterectomized-ovariectomized gilts: interrelationships among hormonal status, placental development, fetal fluids, and fetal growth. J Anim Sci 1977; 44: 620-637.

Knol EF, Durco BJ, can Arendonk AM, van der Lende T. Direct maternal and nurse sow genetic effects on farrowing-, pre-weanig- and total piglet survival. Livest Prod Sci 2002; 73: 153-164.

Knox RV, Naber CH, Zimmerman DR. Follicle-stimulating hormone (FSH) during the secondary surge in gilts as influenced by administration of porcine follicular fluid (pFF). J Anim Sci 1991; 69: 761-769.

Knox RV, Rodriguez-Zas SL, Miller GM, Willenburg KL, Robb JA. Administration of P.G. 600 to sows at weaning and the time of ovulation as determined by transrectal ultrasound. J Anim Sci 2001; 79: 796-802.

Knox RV, Tudor KW, Rodriguez-Zas SL, Robb JA. Effect of subcutaneous vs intramuscular administration of P.G. 600 on estrual and ovulatory response of prepuberal gilts. J Anim Sci 2000; 78: 1732-1737.

Knox RV, Tudor KW. Influence of norgestomet in combination with gonadotropins on induction of estrus and ovulation in prepuberal gilts. J Anim Sci 1999; 77: 1348-1352.

Knox RV, Vatzias G, Naber CH, Zimmerman DR. Plasma gonadotropins and ovarian hormones during the estrous cycle in high compared to low ovulation rate in gilts. J Anim Sci 2003; 81: 249-260.

Knox RV, Vatzias G, Naber CH, Zimmerman DR. Plasma gonadotropins and ovarian hormones during the estrous cycle in high compared to low ovulation rate gilts. J Anim Sci 2003; 81: 249-260.

Knox RV, Zimmerman DR. Effect of administration of porcine follicular fluid to gilts during the luteal phase of the estrous cycle on plasma gonadotropins, follicular development, and ovulation rate. J Anim Sci 1993; 71: 1546-1551.

Knox RV. Recruitment and selection of ovarian follicles for determination of ovulation rate in pig. Domest Anim Endrocrinol 2005; 29: 385-397.

Koketsu Y, Dial GD, Pettigrew JE, Xue JL, Yang H, Lucia T. Influence of lactation length and feed intake on reproductive performance and blood concentration of glucose, insulin and luteinizing hormone in primiparous sows. Anim Reprod Sci 1998; 52: 153-163.

Labrie F, Simard J, Luv-the V, Belanger A, Pelletier G. Structure, function and tissue-specific gene expression of 3b-hydorxisteroid dehydrogenase/5-ene-4-ene isomerase enzymes in classical and peripherical intracrine steroidogenic tissues. J Steroid Biochem Mol Biol 1992; 43: 805-826.

Lancaster RT, Foxcroft GR, Boland MP, Edwards S. Fertility of sows injected with exogenous estradiol and/or gonadotropins to control post-weaning estrus. Anim Reprod Sci 1985; 8: 365-373.

Langendijk P, Soede NM, Bouwman EG, Kemp B. Responsiveness to boar stimuli and change of vulvar reddening in relation to ovulation in weaned sows. J Anim Sci 2000; 78: 3019-3026.

-Langendijk P, van den Brand H, Gerritsen R, Quesnel H, Soede NM, Kemp B. Procine luteal function in relation to IGF-I levels following ovulation during lactation or after weaning. Reprod Domest Anim 2008; 43: 131-136.

Leenhouwers JI, van der Lende T, Knol EF. Analysis of stillbirth in different lines of pig. Livest Prod Sci 1999; 57: 243-253.

Leenhouwers JI, Wissink P. van der Lende T, Paridaans H, Knol EF. Stillbirth in the pig in relation of genetic merit for farrowing survival. J Anim Sci 2003; 81: 2419-2424.

Lemon M, Loir M. Steroid release in vitro by two luteal cell type in the corpus luteum of the pregnant sow. J Endocrinol 1977; 72: 351-359.

Ligges, U. and Machler, M. (2003). Scatterplot3d-an R Package for Visualizing Multivariate Data. Journal of Statistical Software 8 (11), 1-20.

Liu J, Koenigsfeld AT, Cantley TC, Boyd CK, Kobayashi Y, Lucy MC. Growth and the initiation of steroidogenesis in porcine follicle are associated with unique patterns of gene expression for individual components of the other ovarian insulin-like growth factor system. Biol Reprod 2000; 63: 942-952.

Liu J-Y, Arnow BJ, Witte DP, Pope WF, LaBarbera AR. Cyclic and maturatuion-dependent regulation of follicle-stimulating hormone receptor and luteinizing hormone receptor messenger ribonucleic acid expression in the porcine ovary. Biol Repord 1998; 58: 648-658.

Long GC, Diekman MA. Characterization of effects of zearalenone in swine during early pregnancy. Am J Vet Res 1986; 47: 184-187.

Lucy MC. Functional differences in the growth hormone and insulin like growth factor axis in cattle and pigs: implication for post-partum nutrition and reproduction. Reprod Domest Anim 2008; 43 (Suppl2): 31-39.

Lüking Jayes FC, Britt JH, Esbenshade KL. Role of gonadotropin-releasing hormone pulse frequency in differential regulation of gonadotropins in the gilt. Biol Reprod 1997; 56: 1012-1019.

M. Martyniak, K. Zglejc, A. Franczak and G. Kotwica   Expression of 3β-hydroxysteroid

dehydrogenase and P450 aromatase in porcine oviduct during the oestrous cycle. Journal of Animal and Feed Sciences, 25, 2016, 235–243

Manjarin R, Garcia JC, Dominguez JC, Castro MJ, Alegre B, Muñoz JD, Lirkwood RN. Effect of gonadotropin treatment on estrus, ovulation, and litter size in weaned and anestrous sows. J Anim Sci 2010; 88: 2356-2360.

Marengo SR, Bazer FW, Thatcher WW, Wilcox CJ, Wetteman RP. Prostaglandin F2 alpha as the luteolysin in swine: VI. Hormonal regulation of the movement of exogenous PGF2 alpha from the uterine lumen into the vasculature. Biol Reprod 1986; 34: 284-292.

Matamoros IA, Cox NM, Moore AB. Effects of exogenous insulin and body condition on matabolic hormones and gonadotropin-induced follicular development in prepuberal gilts. J Anim Sci 1991; 69: 2081-2091.

Mateo RD, Wu G, Bazer FW, Park JC, Shinzato I, Kim SW. Dietary L-arginine supplementation enhances the reproductive performance of gilts. J Nutr 2007; 137: 652-656.

Matte JJ, Farmer C, Girard CL, Laforest JP. Dietary folic acid, uterine function and early embryonic development in sows. Can J Anim Sci 1996; 76: 427-433.

McLaren DG, Bovey M. Genetic influences on reproductive performance. Vet Clin North Am Food Anim Pract 1992; 8: 435-459.

McPherson RL, Ji F, Wu G, Blanton JR Jr, Kim SW. Growth and compositional changes of fetal tissue in pigs. J Amin Sci 2004; 82: 2534-2540.

Miller AT, Picton HM, Craigon J, Hunter MG. Follicle dynamics and aromatase activity in high-ovulating Meisham sows and in Large-White hybrid contemporaries. Biol Reprod 1998; 58: 1372-1378.

Monk EL, Erb RE. Effect of unilateral ovareictomy and hysterectomy on reproductive parameters in the gilt during early pregnancy. J Anim Sci 1974; 39: 366-372.

Montoya-Gómez G, Zorrilla-de la Torre E, Escobar-Medina FJ, de la Colina-Flores F. Población y supervivencia fetal de cerdas pertenecientes a pequeñas explotaciones, por medio de material de rastro. Rev Biomed 2002; 13: 185-188.

Morbeck DE, Esbenshade KL, Flowers WL, Britt JH. Kinetics of follicle growth in the prepuberal gilt. Biol Reprod 1992; 47: 485-491.

Morgan GL, Geisert RD, Zavy MT, Fazleabas AT. Development and survival of pig blastocyst after estrogen administration and on day 9 or days 9 and 10 of pregnancy. J Reprod Fertil 1987a; 80: 133-141.

Morgan GL, Geisert RD, Zavy MT, Shawley RV, Fazleabas AT. Development of pig blastocyst in a uterine environment advanced by exogenous estrogen. J Reprod Fertil 1987b; 80: 125-131.

Murphy BD, Martinuk SD. Equine chorionic gonadotropin. Endocr Rev 1991; 12: 27-44.

National Research Council. Nutrient Requirements for swine. Tenth revised edition. The National Academies Press, 1998.

Niswender GD, Nett TM. Corpus luteum and its control. Intraprimate species. In: Physiology of Reproduction, edited by: Knobil E, Neil JD, second ed. New York: Raven Press 1994: 781-816.

Noguchi M, Yoshioka K, Itoh S, Suzuki C, Arai S, Wanda Y, Hasegawa Y, Kaneko H. Peripheral concentration of inhibin A, ovarian steroids, and gonadotropins associated with follicular development throughout the estrous cycle in the sow. Reproduction 2010; 139: 153-161.

NRC. Nutrient Requirements of Swine. Natl Acad Press, Washington, DC, 1998.

P. Młotkowska1, D. Tanski1, M. Eliszewski2, A. Skowronska3, S. Nielsen4 and M.T. Skowronski The expression profile of *AQP1*, *AQP5* and *AQP9* in granulosa and theca cells

of porcine ovarian follicles during oestrous cycle and early pregnancy Journal of Animal and Feed Sciences, 27, 2018, 26–35

Peltroniemi OAT, Love RJ, Klupiec C, Evans G. Effect of feed restriction and season on LH and prolactin secretion, adrenal response, insulin, and FFA in group housed pregnant gits. Anim Reprod Sci 1997; 49: 179-190.

Pere MC, Dourmand JY, Etienne M. Effect of number of pig embryos in the uterus on ther survival and development and on maternal metabolism. J Anim Sci 1977; 75: 1337-1342.

Pere MC, Etienne M. Uterine blood follow in sows: effects of pregnancy stage and litter size. Reprod Nutr Dev 2000; 40: 369-382.

Perry JS y Rowlands IW. Early pregnancy in pigs. J Reprod Fertil 1962; 4: 175-178.

Perr**y** JS, Heap RB, Amoroso EC. Steroid hormone production by pig blastocysts. Nature 1973; 245: 45-47.

Petrocelli-Rodríguez LE, de la Colina-Flores F, Escobar-Medina FJ. Crecimiento alométrico fetal en el ganado bovino. Vet Zac 2006; 2: 239-244.

Picton HM, Miller AT, Hunter MG. Effect of FSH infusion on follicle development in GnRH agonist-treated gilts. J Reprod Fertil 1999; 117: 249-254.

Pogle C, Dziuk PJ. Time of cessation of intrauterine migration of pig embryos. J Anim Sci 1970; 31: 565-566.

Pond WG, Strachan DN, Sinha YN, Walker EF Jr, Dunn JA, Barnes RH. Effect of protein deprivation of swine during all or part of gestation on birth weight, postnatal growth rate and nucleic acid content of brain and muscle of progeny. J Nutr 1969; 99: 61-67.

Pond WG, Yen JT, Mauer RR, Christenson RK. Effect of doubling daily energy intake during the last two weeks of pregnancy on pig birth weight, survival and weaning weight. J Anim Sci 1981; 52: 535-541.

Pope WF, First NL. Factors affecting the survival of pig embryos. Theriogenology 1985; 23: 91-105.

Pope WF, Lawyer MS, Nara BS, First NL. Effect of asynchronous on embryo survival and range of blastocyst development in swine. Biol Reprod 1986; 35: 133-137.

Pope WF, Maurer RR, Stormshak F. Survival of porcine embryos after asynchronous transfer. Proc Soc Exp Biol Med 1982b; 171: 179-183.

Pope WF, Maurer RR, Stromshak F. Intrauterine migration of the porcine embryos: influence of estradiol-17b and histamine. Biol Reprod 1982a; 27: 575-579.

Pope WF, Wilde MH, Xie S. Effect of electrocautery of nonovulated day 1 follicles on subsequent morphological variation among day 11 porcine embryos. Biol Reprod 1988; 39: 882-887

Pope WF, Xie S, Broerman DM, Nephew KP. Causes and consequences of early embryonic diversity in pigs. J Reprod Fertil Suppl 1990; 40: 251-260.

Pope WF. Embryogenesis recapitulates oogenesis in swine. Porc Soc Exp Biol Med 1992; 199: 273-281.

Pope WF. Uterine asynchrony: a cause of embryonic loss. Biol Reprod 1988; 39: 999-1003.

Quesnel H, Pasquier A, Mounier AM, Louveau I, Prunier A. Influence of feed restriction in primiparous lactating sows on body condition and metabolic parameters. Reprod Nutr Dev 1998a; 38: 261-274.

Quesnel H, Pasquier A, Mounier AM, Prunier A. Influence of food restriction during lactation on gonadotropic hormones and ovarian development in primiparous sows. J Anim Sci 1998b; 76: 856-863.

Quesnel H. Nutritional and lactational effects on follicular development in the pig. Soc Reprod Fertil Suppl 2009; 66: 121-134.

R. Development Core Team (2012) R: A lenguage and environment for statistical computing R foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0, URL http://www. R-project.org/.

Ramaeckers P, Kemp B, van der Lende T. Progenos in sows increases number of piglets born. J Anim Sci 2006; 84 (Suppl 1): 394.

Ramaekers PJ, Kemp LB, va der Lende T. Progenos in sows increases number of piglets born. J Anim Sci 2006; 84 (Suppl 1): 394.

Revelle, W. (2011) psych: Procedures for Personality and Psychologial Research North western University, Evanston http://personality-projet.org/r/psy.manual.pdf,1.1.12

Reynolds LP, Caton JS, Redmer DA, Grazul-Bilska AT, Vonnahme KA, Borowicz PB, Luther JS, Wallace JM, Wu G, Spencer TE. Evidence for altered placental blood flow and vascularity in compromised pregnancies. J Physiol 2006; 572: 51-58.

Reynolds LP, Ford SP, Ferell CL. Blood flow and steroid and nutrient uptake of the gravid uterus and fetus of sows. J Anim Sci 1985; 61: 968-974.

Reynolds LP, Redmer DA. Angogenesis in the placenta. Biol Reprod 2001; 64: 1033-1040.

Rivera RM, Youngs CR, Ford SP. A comparison of the number of inner cell mass and trophectoderm cell of preimplantation Meishan and Yorkshire pig embryos at similar developmental stages. J Reprod Fertil 1996; 106: 111-116.

Roberts RM, Bazer FW. The functions of uterine secretions. J Reprod Fertil 1988; 82: 875-892.

Roberts RM, Xie S, Trout WE. Embryos-uterine interactions in pigs during week 2 of pregnancy. J Reprod Fertil Suppl 1993; 48: 171-186.

Rodgers RJ, Waterman MR, Simpson ER. Levels of messenger ribonucleic acid encoding cholesterol side-chain cleavage cytochrome P-450, 17a-hydroxilase cytochrome P-450, adenoxin, and low density lipoprotein receptor in bovine follicles and corpora lutea throughout the ovarian cycle. Mol Endocrinol 1987; 1: 274-279.

Ruvalcaba-Ramírez LA, de la Puente-Ocampo F, Aréchiga-Flores CF, Escobar-Medina FJ. Tamaño de la camada en cerdas fertilizadas con inseminación artificial y monta natural. Vet Zac 2004; 2: 159-166.

Ryan DP, Yaakub H, Harrington D, Lynch PB. Follicular development during early pregnancy and the estrous cycle of the sow. Theriogenology 1994; 42: 623-632.

Schilling E, Cerne F. Induction and syncronization of oestrus in prepubertal gilts and anestrous sows by PMSG/HCG-compound. Vet Rec 1972; 91: 471-474.

Schwarz T, Kopyra M, Nowicki J. Physiological mechanisms of ovarian follicular growth in pigs - a review. Acta Vet Hung 2008; 56: 369-378.

Sechin A, Deschamps JC, Lucia Jr T, Aleixo JAC, Bordignon V. Effect of equine chorionic gonadotropin on weaning-to-first service interval and litter size in female swine. Theriogenology 1999; 51: 1175-1182.

Seul Gi Kwon1, Jung Hye Hwang1Identification of Differentially Expressed Genes Associated with Litter Size in Berkshire Pig Placenta Swine Science and Technology Center 2016 1-12

Shaw HJ, Foxcroft CR. Relationships between LH, FSH and prolactin secretion and reproductive activity in the weaned sow. J Reprod Fertil 1985; 75: 17-28.

Shimatsu Y, Uchida M, Niki R, Imai H. Induction of superovulation and recovery of fertilized oocytes in prepubertad miniature pigs after treatment with PG600. Theriogenology 2000; 53: 1013-1022.

Short RV. Oestrous and menstrual cycle. In: Hormonal Control of Reproduction. Edited by: Austin CR, Short RV. Second ed. Cambridge: Cambridge University Press 1984: 115-152.

Simmen FA, Simmen RCM. Peptide growth factors and proto-oncogenes in mammalian conceptus development. Biol Reprod 1991; 44: 1-5.

Soede NM, Kemp B, Noordhusizen JPTM. The duration of ovulation in pigs, studies by transrectal ultrasonography, is not related to early embryonic diversity. Theriogenology 1992; 38: 653-666.

Soede NM, Kemp B. Expression of estrus and timing of ovulation in pigs. J Reprod Fertil 1997; 52 (Suppl): 91-103.

Strauss JF 3rd, Kishida T, Christenson LK, Fujimoto T, Hiroi H. START domain proteins and the intracellular trafficking of cholesterol in steroidogenic cells. Mol Cell Endocrinol 2003; 202: 59-65.

Tast A, Love RJ, Clarke IJ, Evans G. Effects of active and passive gonadotrophin-releasing hormone immunization on recognition and establishment of pregnancy in pigs. Reprod Fertil Dev 2000; 12: 277-282.

Tilton SL, Bates RO, Prather RS. Evaluation of response to hormonal therapy in prepubertal gilts of different genetic lines. J Anim Sci 1995; 73: 3062-3068.

Ting Gu, Meng-jin Zhu, Martine Schroyen Long Qu Endometrial gene expression profiling in pregnant Meishan and Yorkshire pigs on day 12 of gestation. Gut et al BMC Genomic 2014 15:256.

Tokach MD, Pettigrew JE, Dial GD, Wheaton JE, Cooker BA, Koketsu Y. Influenci of glucose infusion on luteinizing hormone secretion in the energy-restricted, promiparous, lactating sow. J Anim Sci 1992; 70: 2202-2206.

Town SC, Patterson JL, Pereira CZ, Gourley G, Foxcroft GR. Embryonic and fetal development in a commercial dam-line genotype. Anim Reprod Sci 2005; 85: 301-316.

Vallet JL, Christenson RK, Klemcke HG. Purification and characterization of intrauterine folate-binding proteins from swine. Biol Repord 1998a; 59: 176-181.

Vallet JL, Christenson RK, Trout WE, Klemcke HG. Conceptus, progesterone, and breed effects on uterine protein secretion in swine. J Anim Sci 1998b; 76: 2657-2670.

Van der Brand H, Dieleman SJ, Soede NM, Kemp B. Dietary energy source at two levels during lactation of primiparous sows: I. Effect on glucose, insulin, and luteinizing hormone and on follicle development, weaning to estrous interval, and ovulation rate. J Anim Sci 2000; 78: 396-404.

Van der Lende T, van Rens BT. Critical periods for fetal mortality in gilts identified by analyzing the length distribution of mummified fetuses and frequency of non-fresh stillborn piglets. Anim Reprod Sci 2003; 75: 141-150.

Virolainen JV, Tast A, Sorsa A, Love RJ, Peltoniemi OAT, Changes in feeding level during early pregnancy affect fertility in gilts. Anim Reprod Sci 2004; 80: 341-352.

Vonnahme KA, Ford SP. Placental vascular endothelial growth factor receptor system nRNA expression in pigs selected for placental efficiency. J Physiol 2004; 554: 194-201.

Vonnahme KA, Wilson ME, Foxcroft GR, Ford SP. Impacts on conceptus survival in a commercial swine herd. J Anim Sci 2002; 80: 553-559.

Ting Gu, Meng-jin Zhu, Martine Schroyen Long Qu Endometrial gene expression profiling in pregnant Meishan and Yorkshire pigs on day 12 of gestation. Gut et al BMC Genomic 2014 15:256.

Webel SK, Dziuk PJ. Effects of stage of gestation and uterine space on prenatal survival in the pig. J Amin Sci 1974; 38: 960-963.

Weitze KF, Wagner-Rietschel H, Waberski D, Richter L, Krieter L. The onset of heat after weaning, heat duration and ovulation as major factors in AI timing in sow. Reprod Domest Anim 1994; 91: 349-363.

Wilde MH, Pope WF. Stage-dependent synthesis of estradiol by porcine blastocysts. In: 20th Ann Meet Midwest Sect Amer Soc Anim Sci 1987: 87.

Wilde MH, Xie S, Day ML Pope WF. Survival of small and large littermate blstocyst after synchronous transfer procedures in swine. Theriogenology 1988; 30: 1069-1074.

Wilmut I, Ritchie WA, Haley CS, Ashworth CJ, Aitken RP. A comparison of rate and uniformity embryo development in Meishan and European white pigs. Reproduction 1992; 95: 45-56.

Wilson ME, Biensen NJ, Ford SP. Novel insight into the control of litter size in the pig, using placental efficiency as a selection tool. J Anim Sci 1999; 1654-1658.

Wilson ME, Biensen NJ, Youngs CR, Ford SP. Development of Meishan or Yorkshire littermate conceptuses in either a Meishan or Yorkshire uterine environment to day 90 of gestation to term. Biol Reprod 1998; 58: 905-910.

Wilson ME, Ford SP. Differences in trophectoderm mitotic rate and P450 17a-hydroxylase expression between late preimplatantion Meishan and Yorkshire conceptuses. Biol Reprod 1997; 56: 380-385.

Wilson ME, Ford SP. Effect of estradiol-17b administration during the time of conceptus elongation on placental size at term in the Meishan pig. J Anim Sci 2000; 78: 1047-1052.

Wilson ME, Vonnahme KA, Foxcroft GR, Gourley G, Wolff T, Quirk-Thomas M, Ford SP. Characteristics of the reproductive biology of multiparous sows from a commercially relevant population. J Anim Sci Suppl 1 2000; 83: 213.

Wu G, Bazer FW, Cudd TA, Meininger CJ, Spencer TE. Maternal nutrition and fetal development. J Nutr 2004; 134: 2169-2172.

Wu G, Bazer FW, Datta S, Johnson GA, Li P, Satterfield MC, Spencer TE. Proline metabolism in the conceptus: implications for fetal growth and development. Amino Acids 2008; 35: 691-702.

Wu G, Bazer FW, Davis TA, Kim SW, Li P, Rhoads JM, Satterfield MC, Smith SB, Spencer TE, Yin YL. Arginine metabolism and nutrition in growth, health and disease. Amino Acids 2009; 37: 153-168.

Wu G, Bazer FW, Hu J, Johnson GA, Spencer TE. Polyamine synthesis from proline in the developing porcine placenta. Biol Reprod 2005; 72: 842-850.

Wu G, Bazer FW, Tuo W, Flynn SP. Unusual abundance of arginine and ornithine in porcine allantoic fluid. Biol Reprod 1996; 54: 1261-1265.

Wu G, Bazer FW, Wallace JM, Spencer TE. Intrauterine growth retardation: implication for the animal sciences. J Anim Sci 2006; 84: 2316-2337.

Wu G, Meininger CJ. Nitric oxide and vascular insulin resistance. Biofactors 2009; 35: 21-27.

Wu G, Morris SM Jr. Arginine metabolism: nitric oxide and beyond. Biochem J 1998; 336: 1-17.

Wu G, Pond WG, Ott TL, Bazer FW. Maternal dietary protein deficiency decrease amino acids concentration in fetal plasma and allantoic fluid of pigs. J Nutr 1998b; 128: 894-902.

Wu G, Pound WG, Flynn SP, Ott TL, Bazer FW. Maternal dietary protein deficiency decreases nitric oxide synthase and ornithine decarboxylase activities in placenta and endometriun of pigs during early gestation. J Nutr 1998a; 128: 2395-2402.

Wu MC, Hentzel MD, Dziuk PJ. Effects of stage of gestation, litter size and uterine space on the incidence of mummifice fetuses in pigs. J Anim Sci 1988b; 66: 3202-3207.

Wu MC, Shin WJ, Dziuk PJ. Influence of pig embryos on uterine growth. J Anim Sci 1988a; 66: 1721-1726.

Xie S, Broermann DM, Nephew KP, Bishop MD, Pope WF. Relationship between oocyte maturation and fertilization on zygotic diversity in swine. J Anim Sci 1990b; 68: 2027-2033.

Xie S, Broermann DM, Nephew KP, Geisert RD, Pope WF. Ovulation and early embryogenesis in swine. Biol Repord 1990a; 43: 236-240.

Youngs CR, Ford SP, McGinnis LK, Anderson LH. Investigation into the control of litter size in swine: I. Comparative studies on in vitro development of Meishan and Yorkshire preimplantation embryos. J Amin Sci 1993; 71: 1561-1565.

Zak LJ, Cosgrove JR, Aherne FX, Foxcroft GR. Pattern of feed intake and associated metabolic and endocrine changes differentially affect postweaning fertility in primiparous lactating sows. J Anim Sci 1997; 75: 208-216.

Zak LJ, Williams IH, Foxcroft GR, Pluske JR, Ceielski AC, Clowes EJ, Aherne FX. Feeding lactating primiparous sows to establish three divergent metabolic states: I. Associated endocrine changes and postweaning reproductive performance. J Anim Sci 1998; 76: 1145-1153.

Zaleski HM, Hacker RR. Effect of oxygen and neostigmine on stillbirth and pig viability. J Anim Sci 1993b; 71: 298-305.

Zaleski HM, Hacker RR. Variables related to the progress to parturition and probability of stillbirth in swine. Can Vet J 1993a; 34: 109-113.

Zamboni L. Fine morphology of the follicle wall and follicle cell-oocyte association. Biol Reprod 1974; 10: 125-149.

JOSÉ MANUEL ZÚÑIGA RODRÍGUEZ: Mexicano. Estudiante de la Maestría en Producción Animal en Zonas Áridas (MAPAZA) de la Unidad Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Zacatecas. Médico Veterinario Zootecnista certificado. Grado: MVZ (Médico Veterinario Zootecnista); Línea de Investigación: Reproducción Animal.
https://orcid.org/0009- 0008-4256-7087

CARLOS FERNANDO ARECHIGA FLORES: Mexicano. Docente-Investigador de la Universidad Autónoma de Zacatecas (UAZ), México, adscrito a la Unidad Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia (UAMVZ), Líder del Cuerpo Académico de Biotecnología y Reproducción Animal [CABRA-UAZ-127; Status Consolidado], Miembro del SNI (Sistema Nacional de Investigadores): del SEI (Sistema Estatal de Investigadores de Zacatecas, México; Distinción Perfil PRODEP. Miembro de varias organizaciones científicas internacionales de ciencia animal. Grado: Ph. D. Línea de Investigación: Biotecnología y Bio-Fisiología Ambiental de la Reproducción Animal.
https://orcid.org/0000-0001-9538-725X.

FABIOLA LYDIE ROCHIN BERUMEN: Mexicana. Docente Investigadora de la Unidad Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Zacatecas. Docente-Investigadora del área humanística, Coordinadora de Mentoría de la UAMVZ. Tutora de la UAMVZ. Actualmente perfil Prodep 2022-2025. Candidata a Investigadora Nacional 2022-2025, miembro del Sistema Estatal de Investigadores e Investigadoras del Edo. de Zacatecas 2022-2027. Grado: Doctora en Gestión Educativa. Línea de Investigación: Educación.
https://orcid.org/0000-0002-8676-7768

ROMANA MELBA RINCÓN DELGADO: Mexicana. Docente Investigadora de la Unidad Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Zacatecas. Docente-Investigadora del área de Reproducción y Comportamiento Animal. Responsable de Gestión de la Calidad de los Programas Educativos de la UAMVZ – UAZ. Perfil Prodep 2021 – 2024. Grado Dra. en C Pecuarias. Línea de Investigación Fisiología y biotecnología de la reproducción.
https://orcid.org/0000-0001-6161-5736

HERIBERTO RODRÍGUEZ FRAUSTO: Mexicano, Docente Investigador de la Unidad Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Zacatecas. Docente-Investigador en las Áreas de Medicina, Cirugía e Imagenología Veterinaria, Grado: PhD.; Línea de Investigación: Educación Clínica Veterinaria.
https://orcid.org/0000- 0001-9608-5843

ZIMRI CORTES VIDAURI: Mexicano, Docente investigador de la Unidad Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Zacatecas. Integrante del cuerpo académico de biotecnología y reproducción animal (CABRA-127). Grado Dr. En C. Pecuarias.
https://orcid.org/0000-0001-9650-3312

IGNACIO MEJÍA HARO: Mexicano, Docente e investigador del Tecnológico Nacional de México. Tecnológico El Llano, Aguascalientes. Línea de Investigación de Nutrición Animal. Ph. D. in Nutrition. University of Nebraska, USA. Áreas de Investigación: Nutrición Animal, Evaluación de Forrajes, Producción Animal, Nutrición Humana. Profesor con Perfil Deseable y miembro del Sistema Nacional de Investigadores.
https://orcid.org/0000-0002-5425-0270